



VYSOKÉ UČENÍ TECHNICKÉ V BRNĚ

BRNO UNIVERSITY OF TECHNOLOGY

FAKULTA STROJNÍHO INŽENÝRSTVÍ

FACULTY OF MECHANICAL ENGINEERING

ENERGETICKÝ ÚSTAV

ENERGY INSTITUTE

**VLIV NÁNOSŮ NA RŮST ŘASY V TRUBICOVÉM
FOTOBIOREAKTORU**

INFLUENCE OF DEPOSITS ON ALGAE GROWTH IN A TUBULAR PHOTOBIOREACTOR

BAKALÁŘSKÁ PRÁCE

BACHELOR'S THESIS

AUTOR PRÁCE

AUTHOR

Veronika Vajaýová

VEDOUCÍ PRÁCE

SUPERVISOR

Ing. Martin Nad', Ph.D.

BRNO 2021

Zadání bakalářské práce

Ústav: Energetický ústav
Studentka: **Veronika Vajařová**
Studijní program: Strojírenství
Studijní obor: Energetika, procesy a životní prostředí
Vedoucí práce: **Ing. Martin Nadř, Ph.D.**
Akademický rok: 2020/21

Ředitel ústavu Vám v souladu se zákonem č.111/1998 o vysokých školách a se Studijním a zkušebním řádem VUT v Brně určuje následující téma bakalářské práce:

Vliv nánosů na růst řasy v trubicovém fotobioreaktoru

Stručná charakteristika problematiky úkolu:

Pod pojmem bioreaktor je možné představit si prostředí nebo v našem případě zařízení sloužící ke kultivaci (např. Rostlin a mikroorganismů) nebo také na biochemické procesy. Existuje několik typů bioreaktorů, přičemž jedním z nich jsou fotobioreaktory. Jsou to zařízení, ve kterých se nacházejí organismy (např. Řasy) vyžadující světlo, které dokáží ze znečištěné vody pohltit nežádoucí látky. Samozřejmě záleží na požadovaném procesu nebo konkrétní požadavku zákazníka na extrakci látky nebo výroby např. biopaliva. Pro řasy je nutné zajistit dostatečný přísun světla. Ten však může být omezen vlivem nánosů na vnitřní stěně trubice fotobioreaktoru, což má neblahý vliv na následný růst řasy, a tedy účinnost fotobioreaktoru.

Cíle bakalářské práce:

Úvod do problematiky trubicových fotobioreaktorů.

Určení vlivu nánosů na růst řasy.

Návrh opatření pro eliminaci tvorby nánosů.

Seznam doporučené literatury:

TORZILLO, G. & CHINI ZITTELLI, G. Tubular Photobioreactors. 10.1007/978-3-319-20200-6_5, 2015.

MOSER, A. Tubular bioreactors: Case study of bioreactor performance for industrial production and scientific research. Biotechnology and Bioengineering [online]. 1991, 37(11), 1054-1065 [cit. 2020-1-23]. ISSN 0006-3592. Dostupné z: doi:10.1002/bit.260371111

BAHADUR, A., M. ZUBAIR a M. B. KHAN. Design, construction and evaluation of solarized airlift tubular photobioreactor. Journal of Physics: Conference Series [online]. 2013, 439 [cit. 2020-10-23]. ISSN 1742-6596. Dostupné z: doi:10.1088/1742-6596/439/1/012036

Termín odevzdání bakalářské práce je stanoven časovým plánem akademického roku 2020/21

V Brně, dne

L. S.

doc. Ing. Jiří Pospíšil, Ph.D.
ředitel ústavu

doc. Ing. Jaroslav Katolický, Ph.D.
děkan fakulty

Abstrakt

Náplní teoretické části této bakalářské práce je popis kultivačních fotobioreaktorů, srovnání jednotlivých typů kultivačních zařízení, základní parametry ovlivňující účinnost produkce biomasy a problematika tvorby nánosů na vnitřním povrchu fotobioreaktoru. Pozornost je přitom zaměřena na vliv tvorby nánosů na růst mikrořas v trubicovém fotobioraktoru. Jelikož je usazeninami ovlivňována výsledná intenzita světla v suspenzi v trubicích, reflektuje se tento jev na celkové účinnosti kultivace a výtěžku biomasy.

V praktické části je uveden průběh měření provedeném ve vertikálním trubicovém fotobioreaktoru určeném pro čištění spalin pomocí mikrořasy *Chlorella pyrenoidos* Chick (IPPAS C2). Cílem bylo vyřešit problematiku pění, které následně způsobilo usazeniny v trubicích, případně i dalších částech systému. Za tímto účelem byla otestována dvě opatření:

- mechanické v podobě drátěnky,
- chemické za použití slunečnicového oleje.

Naměřené hodnoty byly podkladem pro určení vlivu nánosů na intenzitu světla a taktéž posloužily k vyhodnocení funkčnosti testovaných opatření.

Klíčová slova

Trubicový fotobioreaktor, mikrořasy, tvorba nánosů, eliminace zanášení, intenzita světla

Abstract

The content of the theoretical part of this bachelor thesis is a description of the tubular photobioreactors, comparison of the individual types of the cultivation devices, the fundamental parameters influencing the efficiency of biomass production, and problems of formation of deposits on the inner surface of the photobioreactor. The attention is focused on the effect of sediment formation on the growth of microalgae in the tubular photobioreactor. Since the sediments affect the resulting light intensity in the suspension in the tubes, this phenomenon is reflected in the overall cultivation efficiency and the biomass yield.

The practical part presents the course of measurements performed in the vertical tubular photobioreactor designed for flue gas cleaning using the microalgae *Chlorella pyrenoidos* Chick (IPPAS C2). The aim was to solve the problem of foaming, which subsequently caused deposits in the system's tubes or other parts. To this end, two measures were tested:

- the mechanical one in the form of a wire mesh,
- the chemical one using sunflower oil.

The measured values were the basis for determining the effect of deposits on light intensity and also served to evaluate the functionality of the tested measures.

Key words

Tubular photobioreactor, microalgae, sedimentation, elimination of deposits, light intensity

VAJAÝOVÁ, Veronika. *Vliv nánosů na růst řasy v trubicovém fotobioreaktoru* [online]. Brno, 2021 [cit. 2021-05-17]. Dostupné z: <https://www.vutbr.cz/studenti/zav-prace/detail/132686>. Bakalářská práce. Vysoké učení technické v Brně, Fakulta strojního inženýrství, Energetický ústav. Vedoucí práce Martin Nadř.

Prohlašuji, že jsem bakalářskou práci na téma *Vliv nánosů na růst řasy v trubicovém fotobiore-
aktoru* vypracovala samostatně pod vedením Ing. Martina Nadě, Ph.D. a na základě konzultace
s RNDr. Kateřinou Sukačovou, Ph.D., s využitím materiálů uvedených v seznamu použité lite-
ratury.

V Brně dne 21.5.2021

Veronika Vajařová

Tímto bych chtěla poděkovat vedoucímu práce Ing. Martinu Nad'ovi, Ph.D. za odborné vedení, ochotu pomoci a snahu poskytnout rady a cenné informace v mnoha technických oblastech. Velkou oporou a pomocí mi byla i Bc. Barbora Zifčáková, které tímto taktéž děkuji. A v neposlední řadě patří mé díky Simoně, Vojtovi a Milanovi.

Obsah

Úvod.....	15
1 Mikrořasy.....	16
1.1 Mikrořasy jako biomasa	17
2 Kultivace mikrořas.....	19
2.1 Faktory ovlivňující růst biomasy	19
2.1.1 Světelné záření	19
2.1.2 Živiny	20
2.1.3 Oxid uhličitý.....	20
2.1.4 Kyslík	21
2.1.5 Míchání.....	21
2.1.6 Teplota.....	21
2.1.7 pH a salinita.....	22
3 Kultivační systémy.....	23
3.1 Otevřené kultivační systémy	23
3.2 Uzavřené kultivační systémy	24
3.2.1 Porovnání otevřených a uzavřených kultivačních systémů.....	24
3.2.2 Fotobioreaktory	25
4 Trubicový fotobioreaktor	28
4.1 Horizontální fotobioreaktor	29
4.2 Vertikální fotobioreaktor	31
4.2.1 Bubble-column fotobioreaktor	32
4.2.2 Airlift fotobioreaktor	33
4.3 Spirálovitý fotobioreaktor.....	34
5 Zanášení fotobioreaktorů	35
5.1 Problémy spojené se zanášením	35
5.2 Možnosti prevence.....	36
5.2.1 Prevence vzniku pěny způsobené airlift systémem.....	36
5.3 Způsoby eliminace biofilmu	37
6 Experimentální měření.....	39
6.1 Uvedení do problematiky zkoumaného fotobioreaktoru	39
6.2 Popis fotobioreaktoru	39
6.3 Průběh experimentu	41

6.3.1	Den první.....	43
6.3.2	Den druhý.....	45
6.3.3	Den třetí.....	47
6.3.4	Den čtvrtý.....	48
6.3.5	Den pátý a šestý.....	49
6.3.6	Den sedmý.....	49
6.3.7	Ukončení experimentu	50
6.4	Čištění fotobioreaktoru	52
6.5	Srovnání naměřených intenzit osvětlení.....	54
7	Diskuse.....	57
	Závěr.....	60
	Seznam použitých zdrojů	63
	Seznam použitých symbolů a zkratk	68
	Seznam obrázků	70
	Seznam tabulek	72

Úvod

V posledních letech bylo možné zaznamenat zhoršující se podmínky životního prostředí, jakožto výsledek rozvoje průmyslu a technologií. Odezvou na tento negativní dopad je snaha nalézt metody, které budou k přírodě šetrnější a zároveň dlouhodobě udržitelné. Snad i díky tomu postupně s rozvojem techniky a procesů došlo také k rozvoji zpracování a následného využití biomasy. Tento pojem v sobě zahrnuje vše, jež je organického původu [1], a zároveň obsahuje ve své struktuře uhlík. Neboli každá látka, která je nebo v minulosti byla živá (organismy rostlinného či živočišného původu), ale zároveň i veškeré produkty jejich činnosti a všechny tělní součásti těchto organismů (exkrementy, ulity apod.) [2].

Slibným zdrojem, radícím se právě do kategorie biomasy a jehož proces výroby je stále ve vývoji, aby bylo dosaženo co největší efektivity se snahou minimalizovat výrobní náklady, jsou mikrořasy. Nejenže jsou vhodným adeptem jakožto náhrada fosilních paliv, možné je i čištění odpadních vod, ve velkém měřítku své uplatnění najdou také v potravinářském, kosmetickém či farmaceutickém průmyslu [3]. Jejich růst je možné podpořit a urychlit vhodnými podmínkami, které jim mohou poskytnout například kultivační fotobioreaktory [4].

Existuje řada různých druhů a konstrukčních variant kultivačních fotobioreaktorů. Pro komerční produkce mikrořas jsou pak často využívány trubicové fotobioreaktory. Tento typ kultivačního zařízení je často spojován s nežádoucím jevem, kdy dochází k usazování mikroskopických řas na jeho vnitřním povrchu. Ačkoliv existuje řada přístupů, jak tento problém řešit, neexistuje žádné univerzální řešení. V praxi je potřeba brát ohled na řadu parametrů systému, včetně druhu kultivované mikroskopické řasy, a volbu nejúčinnějšího a nejvhodnějšího způsobu eliminace či prevence vzniku usazenin posuzovat jednotlivě pro konkrétní zařízení.

1 Mikrořasy

Mikrořasy (fytoplankton) jsou jednobuněčné fotosyntetizující mikroskopické organismy viditelné pomocí mikroskopu [3]. Jejich velikost se pohybuje v řádech mikrometrů [4], lidské oko je však schopné rozlišovat objekty o velikosti přibližně 1 mm a více [5]. Pro jejich pozorování může být využito například mikroskopů světelných (s rozlišovací schopností přibližně do 0,25 μm) nebo elektronových (s rozlišovací schopností až 0,25 nm) [6].

Dle struktury buněk se dělí na prokaryotické řasy či eukaryotické sinice¹ [4]. Nemají ani kořeny, ani listy, nerozlišuje se u nich žádný stonek či kmen. Řadí se tedy mezi nižší rostliny. Mohou existovat jednak jako samostatné buňky, jednak jako shluky a tvořit jakési kolonie a řetězce [8]. V jejich buňkách se vyskytuje značné množství proteinů a lipidů, ale i sacharidy, vitaminy, antioxidanty a různé druhy pigmentů. Na základě zmíněné pigmentace lze řasy klasifikovat do několika skupin. Příkladem mohou být *Rhodophyta*, řasy s červeným pigmentem, *Phaeophyta* s pigmentem hnědým a *Chlorophyta*, tedy řasy zelené [3].

Jejich přirozeným prostředím je voda, ať už slaná, sladká, brakická² dokonce i odpadní. Jsou velice adaptabilní. Škála teplot, vhodných pro jejich růst, je široká. Taktéž množství světla a hladina pH v okolním prostředí, umožňující jejich existenci, se může výrazně lišit [3]. Díky tomu je rozšíření těchto mikroorganismů kosmopolitní a lze je nalézt ve všech oblastech, ať už tropických, polárních, ale také v alkalických, salinních³ či kyselých prostředích [4]. Jejich výskyt nemusí být nutně spjat s mořem či jinou vodní masou, některé druhy žijí v symbióze s dalšími organismy [3].

Pokud je jejich zdrojem energie světelné záření, jsou mikrořasy označovány jako fototrofní [11]. Kromě energie je k jejich růstu potřebný také uhlík [3]. Je-li uhlík přijímán primárně z oxidu uhličitého (CO_2) a buňka veškeré své organické sloučeniny tvoří z látek anorganických (přičemž CO_2 je anorganická látka), pak se jedná o autotrofní organismy. Je-li uhlík získáván z organických látek, například tuků, sacharidů či bílkovin, označujeme tyto organismy heterotrofními [11]. Poslední způsob výživy je mixotrofní, který je kombinací obou předešlých. Tyto organismy jsou tedy schopny uhlík získávat jak z anorganických, tak i organických látek [3].

Fotosyntéza

Fytoplankton kultivovaný ve fotobioreaktorech lze tedy označit jako fotoautotrofní organismus [12] (často se uvádí pouze autotrofní – jak se vyskytuje například v publikaci od Khan et al. (2018) [3] – přičemž za zdroj energie se automaticky považuje světlo). S tímto se pojí jev zvaný fotosyntéza. Jedná se o složitý anabolický proces⁴, při němž je světelná energie využita k syntéze uhlíkatých sloučenin z CO_2 a vody (H_2O), které vstupují do reakce.

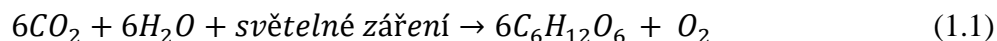
¹ Prokaryotická buňka má biomembránu pouze na povrchu buňky, naproti tomu buňka eukaryotická má biomembránu jak na povrchu, tak uvnitř buňky (například jako ohraničení jádra) [7].

² Brakická voda obsahuje 500-30 000 mg/kg_{vody} rozpuštěných solí, což je víc než obsah solí ve vodě sladké (méně než 500 mg/kg_{vody}), ale méně než ve vodě mořské (30 000-50 000 mg/kg_{vody}). Vyskytuje se například v ústích řek do moří [9].

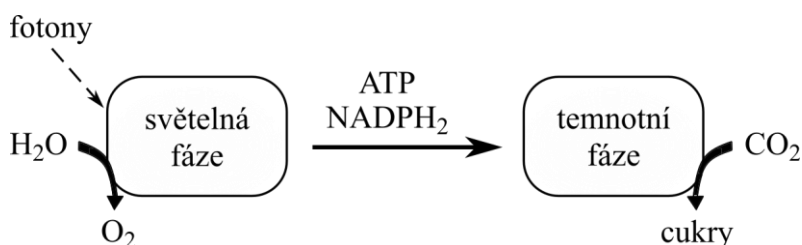
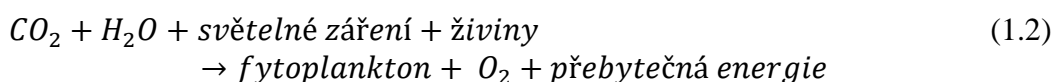
³ Salinní prostředí je prostředí s vysokou salinitou – salinní voda je voda s obsahem rozpuštěných solí nad 500 mg/kg_{vody} [9, 10].

⁴ Anabolické procesy jsou procesy, při nichž se spotřebovává energie a dochází k syntéze látek jednodušších na látky složitější [13].

Dochází tedy k přeměně energie získané ze světla (fotony) na energii chemickou, která je uložena v adenosin trifosfátu (ATP) a nikotinamid adenin dinukleotid fosfátu (NADPH₂). Tento proces probíhá v jedné ze dvou základních fází fotosyntézy, a to světelné. Následuje fáze druhá, temnotní, kdy se energie z ATP a NADPH₂ využije k přeměně CO₂ na cukry. Produkty, které z reakce vystupují, jsou jednoduché cukry a dvouatomový kyslík (viz Obr. 1.1) pro případ zjednodušené obecné rovnice oxygenní⁵ fotosyntézy (1.1). Tu lze zapsat následovně [4]:



Dále je možné odvodit zobecněnou rovnici fotosyntézy (1.2), při které vzniká biomasa [4] a lze ji považovat za zjednodušený popis vzniku kultivovaných mikrořas:



Obr. 1.1 Průběh zjednodušené obecné reakce oxygenní fotosyntézy [4], upraveno

1.1 Mikrořasy jako biomasa

Již zmíněná míra přizpůsobivosti vůči diverzitě okolních podmínek umožňuje mikrořasám růst i v méně hostinných prostředích, které by pro běžně pěstované rostliny nebyly úrodné. Fytoplankton navíc roste 5-10krát rychleji v porovnání s vegetační dobou běžných rostlin a během jednoho dne může být hmotnost nově vytvořené biomasy navýšena až o 100 % hmotnosti původní [15]. Uvádí se, že jsou schopny využít 9-10 % průměrného světelného záření k vytvoření biomasy, přičemž roční teoretický přírůstek mikroskopických řas je 280 tun/ha [3].

Z hlediska produkce lipidů, obvyklé rostliny, určené pro výrobu biopaliva, jich poskytnou 15-300krát méně než lze získat zpracováním mikrořas. Ty jsou v sobě schopny naakumulovat 20-50 % lipidů z celkového podílu biomasy [15]. V případě mikroskopické řasy *Botryococcus braunii* je obsah lipidů až 80 %. Díky tomu je možné vyprodukovat olej z těchto mikroorganismů o množství 58 700 l/ha, z čehož se následně dá získat až 121 104 l/ha bionafty. Důvodem, proč takto vytvořená bionafta není komerčně vyráběna, jsou vysoké náklady na kultivaci řas a následné zpracování a výrobu biopaliva [3].

Výzkum prokázal, že na 1 kg biomasy je využito asi 1,83 kg CO₂. Proto se řasám přisuzuje velký potenciál, jakožto biopalivo, které nepřispívá ke zvyšování skleníkových plynů [3].

⁵ Donorem elektronů je kyslík, který se v případě fotosyntézy vyskytuje ve vodě [14].

Ačkoliv existují tisíce druhů fytoplanktonu, podrobněji zkoumány jsou pouze desítky z nich. Nejčastěji kultivovanými rody jsou *Chlorella*, *Arthrospira* (*Spirulina*), *Scenedesmus*, *Nanochloropsis*, *Dunaliella* a *Haematococcuspluvialis*. [4, 15]

***Chlorella pyrenoidos* Chick (IPPAS⁶ C2)**

V praktické části této práce je ke kultivaci použita *Chlorella pyrenoidos* Chick (IPPAS C2). Jedná se o jednobuněčný typ mikrořasy. Jednobuněčnost je základním znakem všech zástupců rodu *Chlorella*, stejně jako jejich zelený pigment [17]. Buňky jsou kulovitého tvaru, což je možné vidět na Obr. 1.2. Díky vysoké rychlosti růstu a obsahu nejen karotenoidů a polysacharidů, ale hlavně velkému množství lipidů, které je v sobě schopna naakumulovat, se považuje za nutričně a bioenergeticky hodnotný a cenný zdroj [12, 18].



Obr. 1.2 *Chlorella pyrenoidos* Chick (IPPAS C2) [19], upraveno

Optimalizace a nastavení kultivačních podmínek pro velkoobjemovou produkci se liší s ohledem na to, jaký je požadovaný výstup dané kultivace (například zda je snahou maximalizovat množství lipidů vystavením pěstované kultury různým stresovým podmínkám nebo zda je cílem získat co největší množství biomasy). Pro mikroskopickou řasu *Chlorella pyrenoidos* Chick (IPPAS C2) je optimální intenzita světla s největším bioenergetickým potenciálem 400 $\mu\text{mol}/\text{m}^2$ za sekundu. Uvedená hodnota je s uvážením ekonomické stránky kultivace. Jeli-kož vyšší intenzita znamená vyšší náklady, ovšem množství nově vzniklých buněk, v porovnání s množstvím vzniklým za nižší intenzity, není signifikantní. Ideální teplota se pohybuje v rozmezí 25-27 °C, hodnota pH pak mezi 6 až 7. Ta je ovlivněna koncentrací CO_2 , kdy za nejvhodnější je považována 3% koncentrace. [12]

⁶ Označení IPPAS je mezinárodním kódem pro jednu z největších sbírek mikrořas v Rusku, kterou má na starost oddělení Ekofyziologie Mikrořas, jehož hlavou je PhD. Maria Sinetova. Toto oddělení spadá pod Institut Fyziologie Rostlin ruské Akademie věd (RAS) [16].

2 Kultivace mikrořas

Počátečním prvkem každého kultivačního procesu je tzv. inokulum (startovní kultura, též ná-sada). Vypěstuje se v malém objemu v živném médiu (též kultivační médium [4]– splňuje všechny požadavky na výživu pro daný druh mikrořasy a má optimální hodnotu pH [20]), a následně je využito pro velkoobjemové kultivace. Proces rozpěstování startovací kultury do velkého objemu ovšem není tak jednoduchý a může se skládat z několika kroků, přičemž v každém kroku dochází k naředění kultury médiem přibližně o jeden řád. Tímto se zabrání světelnému šoku a případné fotoinhibici⁷ a úhynu kultury [4].

2.1 Faktory ovlivňující růst biomasy

Aby se efektivnost a účinnost velkoobjemové produkce mikrořas maximalizovala, je potřeba zohlednit několik základních faktorů, které mají zásadní vliv na růst mikrořas. Jedná se o formu světelného záření a jeho intenzitu, potřebné živiny, zajištění přísunu dostatečného množství oxidu uhličitého do suspenze, odvod kyslíku vznikajícího při fotosyntéze, míchání suspenze, teplotu, pH a salinitu média. [3]

2.1.1 Světelné záření

Jedním z nejdůležitějších faktorů ovlivňujících fotosyntetické děje, a tedy i růst mikrořas, je intenzita světla [3]. Světlo lze dodat zdrojem umělého světelného záření nebo přirozeným slunečním zářením. K fotosyntéze je ovšem využito méně než 50 % z dopadající solární radiace, protože k tomuto ději je vhodné pouze spektrum o vlnové délce v rozmezí 400-700 nm [21]. Často se tedy používá zdroj umělý, jehož nastavení a míra osvětlení jsou závislé na druhu řasy a typu fotobioreaktoru. Snahou je pak zvolit osvětlení tak, aby splňovalo optimální požadavky pro danou kultivaci, čímž se zvyšuje celková efektivita a účinnost procesu. V tomto kontextu se zavádí tzv. světelný kompenzační bod⁸ [3]. Při zvyšování intenzity světla nad kompenzační bod, roste v přímé úměře i rychlost fotosyntézy [22] až po dosažení bodu maxima, jež je nežádoucí, neboť následně dochází k fotoinhibici a fotorespiraci⁹ [3]. Pokud je naopak intenzita světelného záření moc nízká, může nastat ukončení růstu a případně úhyn kultury z důvodu nedostatku přísunu fotonů jakožto zdroj energie [21]. Pro většinu mikrořas je vhodná intenzita osvětlení v rozmezí 200-400 $\mu\text{mol}/\text{m}^2$ za sekundu [3].

Dalším velice důležitým prvkem je doba vystavení buněk světlu a tmě. Jak již bylo vysvětleno dříve, v průběhu fotosyntézy dochází ke střídání fází, kdy během světelné se mění energie fotonů na energii uloženou v ATP a NADPH₂ a poté, ve fázi temnotní, se tvoří sloučeniny uhlíku (stavební kámen buněk) a dvouatomový kyslík. Studie prokázala, že existuje vztah mezi intenzitou světla, dobou osvětlení buněk a rychlostí růstu. Klesá-li doba vystavení kultur světlu, klesá také produktivita jejich růstu [3]. Je tedy žádoucí, aby byly všechny buňky vystaveny světlu

⁷ Fotoinhibice je poškození rostlin a potlačení jejich růstu vlivem vysoké intenzity světla [21, 22].

⁸ Světelný kompenzační bod fotosyntézy je definován jako množství fotosynteticky aktivního záření, přičemž množství CO₂ spotřebovaného při fotosyntéze je rovno množství CO₂ vzniklého respirací [23].

⁹ Fotorespirace je děj opačný fotosyntéze. Rostliny přijímají kyslík, který zreaguje s cukry za vzniku CO₂ a vody. Je-li koncentrace CO₂ nízká, může dojít k převládnutí fotorespirace nad fotosyntézou [24].

v největší možné míře, čemuž lze dopomoci vhodným umělým zdrojem světla a nezbytné je také vodu důkladně promíchávat, aby si mikroorganismy vzájemně nestínily [4].

Poměr mezi ozářeným povrchem ku celkovému objemu kultivované suspenze je klíčový. Čím vyšší je zmíněný poměr, tím víc osvětlení je buňkám dodáváno a zvyšuje se tak produktivita jejich růstu. Vliv na ni má i tvar zařízení, ve kterém kultivace probíhá. Pokud je vrstva suspenze tenká, pak dochází k častějšímu střídání mezi světlem a tmou u jednotlivých buněk [4]. Obecně je pak možné rozlišit tři růstové zóny suspenze. První, vysoce osvětlená zóna se nachází v bezprostřední blízkosti stěny trubice, kde je většina buněk suspenze vystavena největší intenzitě dopadajícího záření a může dojít k fotoinhibici. V této oblasti je dosaženo nejvyšší produktivity růstu mikrořas. Následuje zóna druhá, která je přechodnou oblastí mezi buňkami s maximálním růstovým potenciálem (nacházejícími se v první zóně) a buňkami, které již z důvodu stínění ostatních buněk nemají dostatečný přísun světla – ty se nacházejí v třetí, tmavé, zóně. Tato část suspenze má zápornou rychlost růstu [21].

Distribuci světla v suspenzi lze tedy zlepšit jednak dostatečným promícháváním kultury [21] a optimalizací hustoty buněk v uvažovaném kultivačním zařízení [4], ale také zkrácením dráhy světelného záření [21]. Díky tomu lze zajistit nejvyšší možnou fotosyntetickou účinnost. Snižovat ji však mohou usazeniny řas, jejichž tvorba je částečně eliminována například pomocí cirkulace vody [4].

2.1.2 Živiny

Pro optimální průběh fotosyntézy jsou nezbytné živiny. Pokud není zabezpečen jejich dostatečný přísun, může dojít k poruše metabolismu mikrořas a nepřiměřené tvorbě meziproductů v průběhu fotosyntetické reakce [22]. Specifické požadavky na množství a druh výživy se liší pro různé druhy fytoplanktonu, nicméně všechny mikrořasy vyžadují tři základní makroprvky¹⁰ – fosfor, dusík a uhlík. Tyto tři látky mají zásadní vliv na produkci biomasy, syntézu a akumulaci sacharidů a lipidů. Jsou primárně anorganického původu, i když uhlík může být dodáván i ve formě organické (pomocí glycerolu, acetátu nebo CO₂). Často je pak anorganický dusík a fosfor přijímán v podobě dusičnanů a fosfátů. Je-li dusíku nedostatek, zapříčiní to pokles v růstu mikroskopických řas, avšak produkce sacharidů a lipidů se naopak zvýší [3].

V malých množstvích je zapotřebí i některých mikroprvků¹¹ jako jsou molybden, draslík, kobalt, železo, hořčík, mangan, bór a zinek. Mají významný vliv na mnoho enzymatických procesů¹² v buňkách kultury, a tedy vliv na samotný růst řas. [3]

2.1.3 Oxid uhličitý

Přítomnost oxidu uhličitého, jehož nepostradatelnost vyplývá i z dříve popsané reakce fotosyntézy a jež je zdrojem uhlíku využitelného ke stavbě buněk fytoplanktonu, je pro efektivní proces

¹⁰ Makroprvky jsou prvky, které se zásadně podílí na tvorbě struktury živé hmoty (například bílkovin, sacharidů a tuků) a jejich obsah v sušině je do desetin procent. [25].

¹¹ Mikroprvky jsou prvky, jejichž obsah v sušině je maximálně do jedné desetiny procenta. Označují se též jako prvky stopové [25].

¹² Enzymy ve všech reakcích živých organismů slouží jako katalyzátory [26], tedy jsou to látky vstupující do reakcí, které ji urychlí a poté z ní vystoupí v nezměněném stavu [27].

nutná po celou dobu kultivace. Je ovšem velice důležité, aby jeho množství bylo v optimálním rozmezí vhodném pro daný druh mikroskopické řasy. [21, 22]

Dodávání CO₂ pomocí vzduchu, ve kterém je oxid uhličitý o koncentraci přibližně 0,03 %, však není považováno za vhodný zdroj. Difuze CO₂ do vody je v tomto případě příliš pomalá, aby pokryla spotřebu rostoucí kultury. Z tohoto důvodu může dojít k zamezení růstu buněk. I naopak příliš vysoké koncentrace mohou růst potlačit. Používaným způsobem zásobování suspenze oxidem uhličitým pak může být vhánění buď plynových bublin obohacených o CO₂ [21], nebo malého množství čistého oxidu uhličitého [22].

2.1.4 Kyslík

Dvouatomové molekuly kyslíku jsou produktem fotosyntetické reakce. Jeho přítomnost v médiu však samotnou fotosyntézu může nepříznivě ovlivnit [21]. Způsobuje její zpomalení [22] a může dojít k převládnutí fotorespirace nad fotosyntézou [24], čímž je potlačen růst kultury [22]. Navíc jeho vysoké koncentrace v kombinaci se silným světelným zářením mají za následek tvorbu volných radikálů¹³, které poškozují strukturu buněk mikrořas. Proto je nutné eliminovat jeho množství v průběhu procesu, čehož lze dosáhnout dvěma základními způsoby [21]. Buďto zvýšením turbulence – díky tomu dochází k lepšímu přenosu hmoty, a snižuje se riziko jeho akumulace v médiu [29] – nebo stripováním¹⁴ pomocí vzduchu [21]. Pro většinu druhů mikroskopických řas je za toxickou koncentraci považována hodnota nad 35 mg/l [31].

2.1.5 Míchání

Míchání významně ovlivňuje růst fytoplanktonu a celkovou účinnost procesu. Díky němu je zajištěno hned několik důležitých aspektů – zlepšení výměny plynů (CO₂, O₂) v médiu, lepší distribuce živin, eliminace tvorby nánosů a shluků mikrořas, větší míra vystavení buněk suspenze světlu a umožnění přenosu tepla, čímž se zamezí tvorbě oblastí o rozdílných teplotách. Médium je možné míchat pomocí plynu (obohaceného o CO₂) tvořícího v kapalině bubliny, mechanicky (například rotujícími lopatkami), čerpadlem nebo kombinací těchto metod. Mechanický způsob nebo rozpad bublin však může vystavit buňky mikrořas nežádoucím stresovým podmínkám a limitovat tak jejich růst. [21]

2.1.6 Teplota

Zatímco množství CO₂ a světla jsou faktory ovlivňující primárně fotosyntézu, teplota má vliv především na respiraci a fotorespiraci. Se zvyšující se teplotou dojde k výraznému nárůstu rychlosti respirace, ale pro děj fotosyntetický je nárůst minimální. Z tohoto důvodu je účinnost procesu při vysokých teplotách nižší a její zhoršení může nastat i tím, že rozpustnost plynů (CO₂ a O₂) v suspenzi se s vysokou teplotou může snižovat [22]. Pokud se teplota zvyšuje v optimálním rozmezí, pak se rychlost růstu mikroskopických řas zvyšuje exponenciálně. Je-li však teplota zvyšována či snižována mimo optimální rozmezí, zapříčiní to zpomalení nebo dokonce

¹³ Volné radikály jsou vysoce nestabilní molekuly s jedním nebo více nespárovanými valenčními elektrony a snahou těchto molekul je dostat se do stavu rovnovážného [28].

¹⁴ Stripování je proces, při němž se z kapaliny odhání těkavé látky pomocí proudu plynu (například pomocí vzduchu, vodní páry nebo kouřových plynů) [30].

zastavení jejich růstu. Zmíněné optimum se liší na základě druhu kultivované mikrořasy, u většiny se ale pohybuje v rozmezí 20-30 °C. [3]

Je prokázáno, že pokud není u fotobioreaktorů teplota regulována, pak může dojít k jejímu navýšení až na hodnotu o 10-30 °C vyšší, než je teplota okolí. Řešením pak může být například chlazení osvětlené části kultivačního zařízení vodním ostřikem nebo zabudováním výměníku tepla. Zpravidla se však jedná o poměrně nákladný faktor, a proto je vhodné fytoplankton kultivovat při maximální možné teplotě, která buňky mikrořas ještě nevystavuje stresovému vlivu a nedojde k jejich případnému poškození. [21]

2.1.7 pH a salinita

Optimální hodnota pH je, stejně jako ostatní zmíněné faktory ovlivňující růst mikrořas, závislá na druhu kultivovaného fytoplanktonu. Pro většinu mikroskopických řas se však pohybuje v rozmezí 6-9 [4, 20]. Dále je možné popsat závislost mezi CO₂ a pH, kdy s klesající koncentrací CO₂ dochází k nárůstu hodnoty pH [21]. To ovšem zapříčiní vyšší salinitu média, což je nežádoucí, neboť tento jev může být škodlivý pro buňky některých kultivovaných druhů [3].

Kromě vlivu na salinitu a koncentraci CO₂, působí také na dostupnost některých živin (například železo) a chemické reakce polárních sloučenin¹⁵. Pro maximalizaci účinnosti a rychlosti růstu je tedy potřeba udržovat pH ve vhodných mezích. K regulaci hodnoty je možné využít jak CO₂, tak i například hydrogenuhličitan sodný. Ten zabraňuje příliš rychlému nárůstu hodnoty pH. [21]

¹⁵ Polární sloučenina obsahuje polární vazbu, což je vazba mezi atomy, jejichž rozdíl hodnot elektronegativity leží v intervalu od 0,4 do 1,7 (hodnoty elektronegativity jsou uváděny ve formě stupnic – například Paulingova stupnice). Typickým představitelem polární sloučeniny je voda [32].

3 Kultivační systémy

Na základě druhu mikroskopické řasy a jejího využití, je potřeba zvolit vhodný kultivační systém [3]. Rozlišují se dvě hlavní skupiny, a to otevřené a uzavřené systémy. Jejich volba se určí s přihlédnutím nejen na následující základní parametry: forma osvětlení, způsob regulace teploty, míchání (případně cirkulace média), způsob výměny plynů, volba materiálu a způsob čištění zařízení [4].

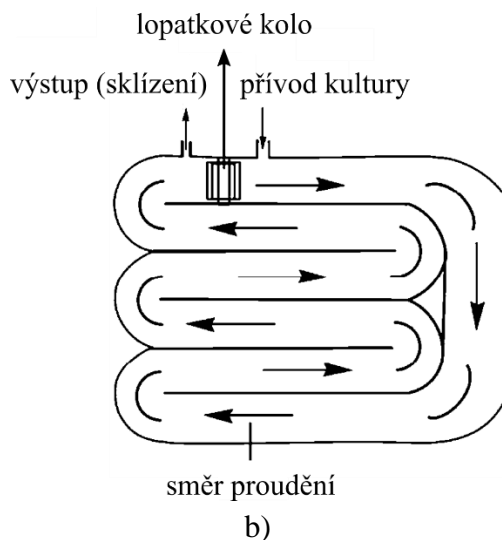
3.1 Otevřené kultivační systémy

Význam slova „otevřené“ spočívá v přímém kontaktu kultury s okolním prostředím. Nevýhodou otevřeného systému je možná kontaminace kultury [3]. Řadí se zde jak uměle vytvořené nádrže, kaskádové zařízení (přezdíva se jim též kaskády „třeboňského typu“) s nakloněnými plochami, oběžné náhony (viz Obr. 3.1 a)), tak i přírodní nádrže (například rybníky) [4]. Jejich konstrukce je oproti uzavřeným systémům jednodušší a proces kultivace je finančně méně náročný [3].

Zdrojem energie je sluneční záření. Přestože energie ze slunce je nenákladná, má svá omezení. Sluneční svit je totiž nestálý, závislý na denní době, počasí a poloze. Protože ve většině otevřených systémů je velká hloubka média a sluneční záření se nedostane ke všem buňkám suspenze, je kultura pěstována v nižších koncentracích. Lepší ozáření je možné dopomocí cirkulací média pomocí čerpadla, probublávajícím vzduchem a promícháváním rotujícími rameny či lopatkovými koly (viz Obr. 3.1 b)). Odvod kyslíku je snadný a výměna plynů probíhá s okolním prostředím. [4]



a)



b)

Obr. 3.1 a) Oběžný náhon [33]; b) Schématický nákres oběžného náhonu [34], upraveno

Otevřené kultivační systémy jsou vhodné pro velkoobjemové produkce rychle rostoucích kmenů nebo kmenů se specifickými požadavky pro kultivaci, což může být například vysoká alkalita či salinita živného média [4].

3.2 Uzavřené kultivační systémy

Zde se řadí dva způsoby cílené reprodukce fytoplanktonu na základě požadavků na výživu, přičemž v žádných uzavřených systémech nedochází k přímému kontaktu suspenze s okolím. Je-li výživa heterotrofní, pak se zařízení využitá ke kultivaci nazývají fermentory. Pokud kultivace probíhá fotoautotrofně, pak jsou mikroskopické řasy pěstovány ve fotobioreaktorech. [4]

3.2.1 Porovnání otevřených a uzavřených kultivačních systémů

Uzavřené systémy mají řadu výhod, avšak i nevýhod, oproti systémům otevřeným. Srovnání základních parametrů a faktorů je uvedeno v Tab. 3.1. Mimo jiné, z ní vyplývají i výhody užití fotobioreaktoru, jakožto uzavřeného kultivačního zařízení.

Tab. 3.1 Porovnání kultivačního systému otevřeného a uzavřeného [21, 31], upraveno

	Otevřený systém	Uzavřený systém
Riziko kontaminace	Vysoké	Nízké
Ztráty CO ₂	Vysoké	Nízké
Ztráty způsobené vypařováním	Velmi vysoké	Nízké
Teplota	Vysoce proměnlivá	Nutné chlazení
Kontrola výměny plynů	Nízká	Vysoká
Vystavení mikrořas hydrodynamickému stresu	Velice nízké	Nízké až vysoké
Závislost na počasí	Vysoká	Nízká
Účinnost využití světla	Nízká	Vysoká
Poměr plochy ku objemu	Nízký	Vysoký
Prostorové nároky	Vysoké	Nízké
Kontrola procesu	Obtížná	Jednoduchá
Produktivita	Nízká	Střední až vysoká*
Koncentrace biomasy	Nízká	Vysoká
Vhodné druhy mikrořas pro kultivaci	Pouze několik vhodných druhů	Téměř všechny druhy lze kultivovat
Výrobní náklady	Nízké	Vysoké
Náklady na provoz	Nízké	Vysoké
Náklady na zpracování biomasy (sklizeň)	Vysoké	Poměrně nízké
Navýšení produkce	Jednoduché	Obtížné
Nejnákladnější parametry	Míchání	Kontrola kyslíku a teploty
Údržba	Jednoduchá	Složitá
Čištění	Nevyžaduje	Vyžaduje

*(3-5krát víc produktivní než otevřené kultivační systémy)

3.2.2 Fotobioreaktory

Fotobioreaktory jsou zařízení, ve kterých probíhá fotoautotrofní kultivace axenických¹⁶ mikrořas jednoho druhu [31]. Hustota biomasy v uzavřených systémech dosahuje vyšších hodnot než v případě systémů otevřených, protože je médium dobře promícháváno a optimální podmínky pro efektivní růst jsou snadno nastavitelné [4].

Fotony, ze kterých je získávána energie, nejdou přímo od zdroje k suspenzi jako u otevřených systémů, ale musí projít stěnami nádoby, ve které je suspenze uchovávána. Ty mohou být vytvořeny buď ze skla nebo plastu, přičemž musí být průhledné. [36]

V souvislosti s výměnou plynů se rozlišují dvě základní provozní klasifikace fotobioreaktorů [4, 36]. První provozní klasifikace se týká způsobu míchání média, které může být provedeno pomocí [4]:

- stlačeného plynu (airlift systém),
- čerpadla.

Druhá provozní klasifikace se zaměřuje na oblast fotobioreaktoru, ve které k výměně plynů dochází. Tento proces tedy může probíhat [36]:

- v zařízení určeném přímo pro výměnu plynů – jedná se o řešení jednofázové,
- v samotném reaktoru kultivačního zařízení – jedná se o řešení dvoufázové.

Z hlediska konstrukčního je rozdělení fotobioreaktorů následující:

- podle tvaru na bioreaktory ploché nebo trubkové;
- podle natočení na horizontální, šikmé, vertikální nebo v provedení spirálovitém;
- podle uspořádání do smyčky nebo do série vedle sebe [4];
- hybridní;
- pohyblivé;
- bioreaktor ve formě biofilmu [36].

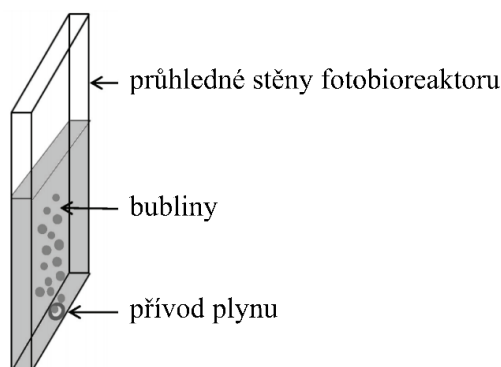
Pro účely získání základních teoretických poznatků budou v následujících odstavcích stručně popsány tři hlavní typy fotobioreaktorů – plochý deskový, fotobioreaktor s míchanou nádrží a vnitřním osvětlením a trubicový fotobioreaktor.

Plochý deskový fotobioreaktor

Jednu z možných inspirací pro návrh tohoto typu reaktoru lze nalézt v přírodě, a to v listech rostlin. U obou se uplatňuje velký poměr plochy povrchu ku objemu (viz Obr. 3.2), čímž je zajištěna větší ozáření buněk. Většinou je osvětlena pouze jedna strana. Bioreaktory mohou být umístěny v blízkosti vedle sebe jak vertikálně a horizontálně, tak šikmo pod úhlem [31].

¹⁶ Axenická kultura je čistá kultura, ve které nejsou obsaženy kontaminující organismy a médium, ve které je kultura kultivována, není přirozeným substrátem (není přirozeným hostitelem) [35].

Tím se docílí nejvyšší možné míry ozáření pro daný světelný zdroj a umožní to využít rozptýlené a odražené světlo, které má důležitý vliv na produktivitu a účinnost procesu [36].

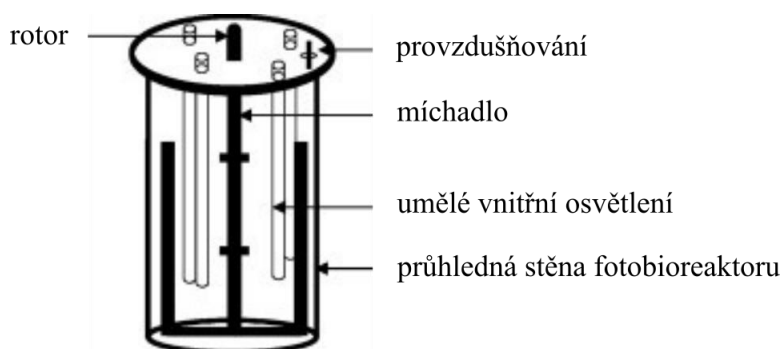


Obr. 3.2 Panel plochého deskového fotobioreaktoru; médium mícháno plynem [21], upraveno

Jsou vhodné jak pro venkovní, tak i vnitřní použití a oproti horizontálním trubicovým fotobioreaktorům mají nízkou míru akumulace kyslíku, který se během fotosyntézy uvolňuje. Existuje však řada omezení a nevýhod. Často dochází k zanášení řasami a jejich ulpívání na stěnách, vlivem provzdušňování může dojít k poškození reaktoru, dále pak problémy spojené s regulací teploty [31]. Ta se provádí nejčastěji pomocí vodního ostřiku, kdy voda dopadající na panel se odpaří, nebo nerezových trubek umístěných v samotných panelech [31, 36].

Fotobioreaktor s míchanou nádrží a vnitřním osvětlením

Tento typ fotobioreaktoru má zabudovaný zdroj světla přímo v nádrži (viz Obr. 3.3), která obsahuje médium se suspenzí. Mimo tento umělý světelný zdroj může být suspenze osvětlena i slunečním zářením z vnější strany. Reaktor pak může být nastaven tak, aby se vnitřní osvětlení zapnulo v případě, kdy přirozeného světla není dostatek (například v noci nebo když je zataženo). [36]



Obr. 3.3 Vnitřně osvětlený fotobioreaktor s míchanou nádrží [37], upraveno

Dalším prvkem, který se v nádobě reaktoru nachází jsou míchadla, která promíchávají suspenzi. CO_2 je do média vháněn pomocí rozstřikovačů. Tento typ bioreaktoru je možné tepelně sterilizovat pod tlakem, čímž se snižuje riziko kontaminace [36]. Ačkoliv pro masovou produkci není vhodný, může být využit například jako model sloužící k zjištění optimálních podmínek proveditelnosti a předpovídání produktivity řas určených pro kultivaci ve velkých objemech [31].

Trubicový fotobioreaktor

Trubicové fotobioreaktory jsou nejčastěji používaným uzavřeným kultivačním systémem pro komerční účely [37]. Zároveň jsou předmětem této práce, a proto bude pozornost věnována v následujících kapitolách právě jim.

4 Trubicový fotobioreaktor

Jedná se o jeden z nejvhodnějších uzavřených systémů pro venkovní kultivaci mikrořas. Trubice fotobioreaktoru jsou vyráběny nejčastěji ze skla nebo plastu [37], platí ovšem, že musí být průhledné. Jejich tvar pak může být přímý, stočený nebo do smyčky [31]. Co se týče konstrukčního provedení, existují v podobě horizontální, vertikální, spirálovité, ve tvaru α a zvlášť skupinu tvoří polyethylenové pytle nebo rukávy [38]. Podrobnější rozdělení trubicových fotobioreaktorů je možné vidět na Obr. 4.1.



Obr. 4.1 Rozdělení trubicových fotobioreaktorů [38], upraveno

Tento typ fotobioreaktoru je též vhodný a užívaný pro čištění odpadních vod i ve velkém měřítku. Odpadní vody mohou být obecně komunální odpadní vody, vody znečištěné při průmyslových procesech nebo odpadní vody z chovu různých hospodářských zvířat či drůbeže. Trubicový kultivační systém pro ošetření znečištěných vod je podobný tomu, ve kterých je použito čisté kultivační médium. [29]

Cirkulace a míchání média v trubicích fotobioreaktoru je zajištěna pomocí čerpadla nebo vháněním plynu do kapaliny (airlift systém). Airlift technologie poskytuje několik výhod. Jednou z nich je výměna plynů CO_2 a O_2 [31] v suspenzi, jelikož plyn určený k míchání média je obohacen o CO_2 a zároveň díky němu dochází ke stripování kyslíku [21]. Dalším kladem pak může být nižší míra vystavení buněk kultury napětí a tlaku, čímž se snižuje riziko jejich porušení. Navíc se u airlift systému vyloučí použití pohyblivých částí v přímém kontaktu s kulturou [31], které buňky mikrořas vystavují nežádoucím stresovým podmínkám, a díky jejich absenci je eliminována nutnost případných oprav. Systém pak může být pevný a odolný, díky tomu se rovněž snižuje riziko kontaminace kultivované kultury [21]. Problémem ovšem může být udržování vhodné teploty fotobioreaktoru, jehož řešením je například chlazení pomocí nádrže s vodou, do které je kultivační zařízení vloženo (buďto částečně či úplně celé) [31].

Princip airlift systému

Jedná se o jednoduchý systém využívající stlačený plyn (například vzduch), jež je vháněn do kapaliny ve spodní části sloupce. Jelikož plyn má menší hustotu než kapalina, bubliny plynu stoupají směrem vzhůru. Navíc je ve sloupci s kapalinou rozdílný tlak v části spodní (vyšší tlak) oproti části vrchní (nižší tlak). Obecně lze princip popsat na základě vztahových, setrvačných

a gravitačních sil, kdy setrvačná síla působí ve směru vzhůru a gravitační naopak dolů, tedy v opačném směru. [39]

Navýšení objemu trubic, a tedy i vyšší produkce mikrořas, je možné dvěma způsoby. První možností je zvětšení průměru trubek fotobioreaktoru. Nevýhodou však je, že klesá poměr plochy ku objemu. Důsledkem je nízká osvětlenost buněk hlavně ve středu (nejhlubší části od stěny nádoby) suspenze, neboť buňky z vyšších vrstev stíní buňkám z vrstev nižších [31] a může dojít k fotoinhibici. Tento jev má významný nepříznivý vliv na výslednou produkci biomasy. Pokud je tedy snahou navýšit objem reaktoru, je potřeba zvýšit rychlost média, aby se buňky lépe promíchaly a cirkulovaly. S tím se ovšem pojí ekonomická nákladnost tohoto faktoru [21].

Druhou možností je prodloužení trubek, což ovšem taktéž má své limity. Totiž v příliš dlouhých trubicích se může hromadit fotosynteticky vznikající kyslík v takových koncentracích, že potlačí růst mikrořas. Kromě toho hraje roli také koncentrace CO_2 , která díky přílišné délce trubice může být na jejich konci minimální oproti začátku, kde se nachází zdroj CO_2 , takže buňky v této koncové oblasti mohou trpět nedostatkem uhlíku. [31]

Jak již bylo dříve zmíněno, množství CO_2 v médiu má vliv také na jeho hodnotu pH. Pokud je rychlost fixace CO_2 vysoká a v suspenzi se nahromadí hydroxidové ionty (vznikající při fotosyntetické reakci), potom může pH stoupnout až na hodnotu 11 (zásadité pH). V opačném případě, kdy je fixace nedostatečná, a tedy koncentrace oxidu uhličitého vysoká, se médium může překyselit. Z toho důvodu je pro dobře fungující a efektivní proces kultivace – nejen v trubicových fotobioreaktorech – žádoucí udržovat optimální hodnotu pH ideálně ve všech částech suspenze. Opět je možným řešením dobré promíchávání a cirkulace média, což se v případě prodlužování trubice může výrazně prodražit. Z popsaných důvodů nelze zvětšovat průměr či délku trubice do nekonečna a pro mnohé komerční a velkoobjemové produkce může být vhodnější užití několika modulárních jednotek trubicového fotobioreaktoru. [31]

Rozdíly v několika ze základních konstrukčních variant trubicových fotobioreaktorů budou podrobněji popsány v nadcházející části této práce. Dělení tohoto typu kultivačního zařízení se podle různých zdrojů liší – odlišnosti se konkrétně týkají vertikálního typu. Některé literatury nezahrnují Bubble-column a Airlift fotobioreaktor do skupiny trubicových fotobioreaktorů. Možným důvodem těchto odlišností je průměr kultivační nádoby, který může dosahovat značně vyšších hodnot pro Bubble-column a Airlift fotobioreaktor, než je uváděn pro trubicové kultivační systémy. Pro tuto práci byla ovšem zvolena kategorizace podle Obr. 4.1.

4.1 Horizontální fotobioreaktor

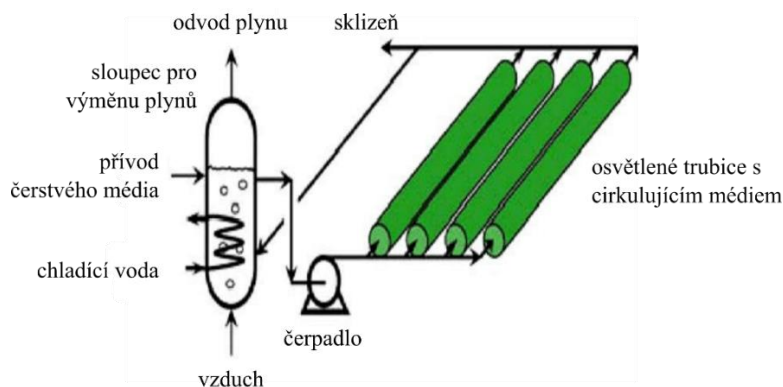
V případě horizontálního fotobioreaktoru je poměr povrch ku objemu vysoký. Sluneční záření (uvažuje-li se venkovní umístění) tudíž dopadá na velkou část kultivačních nádob, a tedy i vyšší množství buněk, což zvyšuje účinnost procesu [29]. Vhodné je povrch, na kterém je fotobioreaktor postaven, natřít bílou barvou či pokrýt jej bílým materiálem. Díky tomu se záření odrazí a toto odražené světlo putuje na část trubice, která není vystavena záření přímo od zdroje. Tím se zvětší celkově přijímané množství světelného toku. Další možností je využít zdroj umělého světla, ovšem poté rostou náklady na provoz [38].

Trubice horizontálního fotobioreaktoru, obvykle o průměru do 10 cm, jsou vzájemně rovnoběžné a mohou být propojeny do smyčky, což je možné vidět na Obr. 4.2 a). Kromě trubice se

vodorovný trubicový fotobioreaktor skládá ze zařízení pro výměnu plynů a možný je i systém pro výměnu tepla. Cirkulující médium pak putuje ze sloupce sloužícího k výměně plynů, skrze ozářené trubice a zpět do výměníku plynů [38]. Zde dochází ke stripování fotosyntézou uvolněného kyslíku, přívodu čerstvého média, obohacování kultury o CO_2 a případnému ochlazení cirkulující kapaliny (viz Obr. 4.2 b)) [29]. Protože je kyslík odebíráán pouze ve zmíněném zařízení (nikoliv v samotných trubicích), přímý úsek kultivační trubice by neměl být delší než 80 m [38].



a)



b)

Obr. 4.2 a) Horizontální trubicový fotobioreaktor ve výzkumném zařízení v Nizozemí [40];
b) Schéma horizontálního trubicového kultivačního systému [41], upraveno

Velkou nevýhodou je tvorba sedimentů, kdy buňky suspenze ulpívají na vnitřním povrchu trubice a snižují účinnost procesu vlivem snížené průchodnosti světla od zdroje k buňkám [29]. Tento nežádoucí jev je možné minimalizovat například zvýšením turbulencí kapaliny (což může být zprostředkováno čerpadlem) [38] nebo mechanicky pomocí vloženého předmětu do cirkulujícího média, způsobujícího abrazi usazenin. Za tímto účelem je možné použít kupříkladu plastový míček [29] – o průměru téměř stejném, jako je vnitřní průměr trubice – nebo pevné částčky, jako je písek [38].

Další nevýhodou je nehomogenní přenos hmoty ve směru radiálním. Následkem toho často dochází k akumulaci kyslíku či nerovnoměrnému rozptřeni teploty a CO_2 v některých částech média. [29]

Není-li využit systém pro výměnu tepla, je nutné zařízení ochlazovat jiným způsobem. Například snížit intenzitu solárního záření umístěním tmavého plastového krytu nad trubice (tedy stíněním) nebo ochlazením ve vodní lázni či vodním ostřikem. Tato řešení mohou být opět ekonomicky náročnější. [38]

Z hlediska navyšování objemu zařízení, nejedná se o výhodně proveditelnou záležitost. Horizontální konstrukční řešení totiž zaujímá velkou zastavěnou plochu. Přestože vodorovně stavěný trubicový fotobioreaktor má značné množství nevýhod, jedná se o proces kultivace s vysokou účinností, jež je možné řídit automaticky a disponuje velkou plochou ozářeného povrchu. [29]

4.2 Vertikální fotobioreaktor

Podobně jako horizontální trubicové fotobioreaktory, i vertikální jsou tvořeny průhlednými trubicemi, jež mohou být spojeny do smyčky. Provedení jsou dvě základní – buď jsou trubice v segmentech umístěny rovnoběžně vedle sebe kolmo k zemi (viz Obr. 4.3 a)), nebo jsou umístěny nad sebou a podepřeny konstrukcí (viz Obr. 4.3 b)). Důvodem pro umístění trubic nad sebe je zvýšení jejich počtu na zastavěnou plochu. Taktéž průměr trubic je obvykle do 10 cm (stejně jako u vodorovných), avšak existují vertikální trubicové fotobioreaktory ve variantách bubble-column nebo airlift, jejichž průměry mohou dosahovat hodnot i vyšších než 20 cm. U těchto dvou typů je míchání média zajištěno pomocí airlift systému přímo ve fotobioreaktorové nádrži. Nicméně u dlouhých trubic spojených do smyčky, kde médium cirkuluje po delší dráze, bývá pro výměnu plynů a tepla oddělená komora a cirkulace je dosažena pomocí čerpadel. [38]



Obr. 4.3 a) Vertikální trubicový fotobioreaktor [42]; b) Vertikální trubicový fotobioreaktor v AlgaeParc ve Wageningen, Netherlands [43]

Při návrhu vertikálního trubicového fotobioreaktoru je důležité zohlednit několik konstrukčních faktorů, aby byla produkce mikroskopických řas v možné míře maximalizována. Důraz je kladen nejen na samotné rozměry trubic a vhodnou koncentraci biomasy, ale také na množství trubic v segmentu, jejich horizontální a vertikální vzdálenost. Navýšení produktivity je omezeno dvěma hlavními jevy – stíněním vedlejšími trubicemi a tzv. efektem kaňonu. Tento efekt je způsoben přílišnou výškou trubic umístěných v sousedních segmentech. Mezi nimi, a to především ve spodní části trubic, pak dochází k omezení přísunu světla. Cílem tedy je umístit trubice co nejbliž k sobě, aby se jich na danou plochu vlezlo co nejvíc, avšak v bezpečné vzdálenosti, aby nedocházelo k významnému stínění od okolních zařízení. Tyto jevy mají vliv především pro případ vertikálního konstrukčního řešení systému, u horizontálního se neprojevují v takové míře. Navzdory tomu je podle studií produktivita mikrořas, vztažená na zastavěnou plochu, ve vertikálních fotobioreaktorech vyšší o 25-70 % než v horizontálních. [44]

I v tomto případě je velkou nevýhodou a často se vyskytujícím problémem zanášení trubic řasami [29]. Zamezuje to přísunu světla buňkám suspenze, čímž může být omezen růst mikrořas, a tedy i snížena celková účinnost procesu [45]. U dlouhých propojených trubic s cirkulujícím médiem může být čištění či eliminace biofilmu provedena stejným způsobem jako u horizontálního fotobioreaktoru [38]. Avšak pro bubble-column a airlift fotobioreaktory jsou podmínky

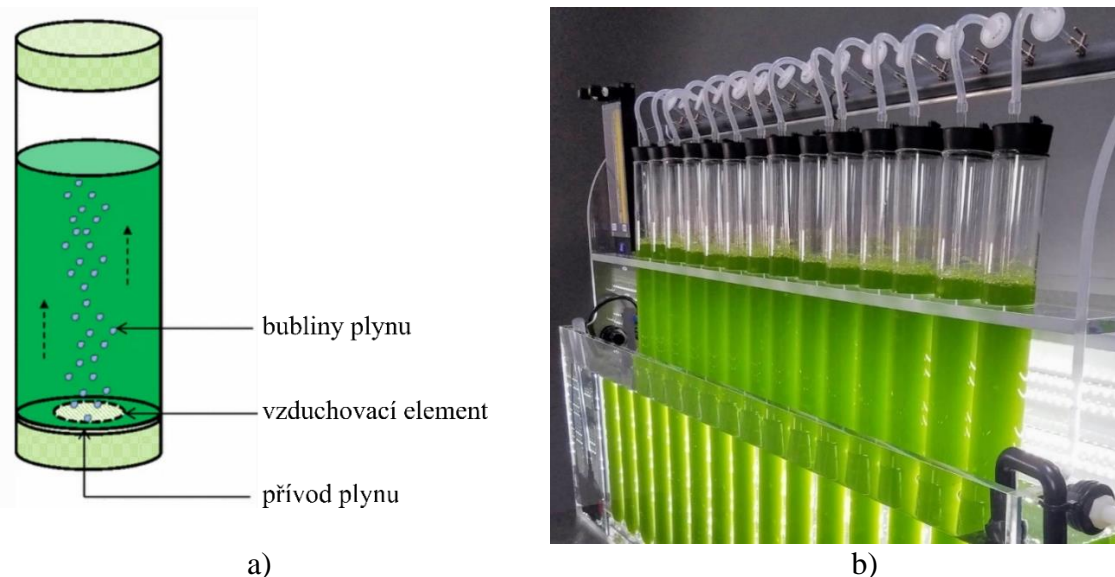
trochu odlišné a eliminace nánosů může být založena na jiném principu, což bude v další kapitole přesněji popsáno.

4.2.1 Bubble-column fotobioreaktor

Fotobioreaktor typu bubble-column má kultivační nádobu ve tvaru válce. Platí, že výška tohoto válce by měla být alespoň dvakrát tak velká, jako je průměr nádoby, přičemž průměr může být i větší než 20 cm. Vyjádří-li se výška nádoby ku jejímu průměru jako poměr, pak výsledné hodnoty tohoto zlomku bývají nejčastěji v rozmezí 4-8. V tomto intervalu je pak zajištěno, že – pro účinnost velice důležitý – poměr povrch ku objemu je optimální. [38]

Výhodami jsou poměrně nízká spotřeba energie a s tím spojené nízké náklady na provoz, jednoduchost ovládání, vysoká míra přenosu hmoty a také vyloučení pohybujících se mechanických částí sloužících k míchání média [21]. Je-li médium mícháno pomocí airlift systému (viz Obr. 4.4 a)), odpadá nežádoucí destruktivní působení na buňky kultury. Obecně totiž mechanické pohyblivé systémy vyvolávají stresové podmínky kultivovanému mikroskopickému organismu, neboť je vystavují smykovému napětí a tlaku. Využití airlift systému navíc zabezpečí lepší distribuci a využitelnost CO_2 a odvod fotosyntézou uvolněných molekul kyslíku z média [21, 38].

Zařízení má ovšem i řadu nevýhod. Řadí se zde tvorba biofilmu pokrývající vnitřní stěnu nádoby, jež zabraňuje průchodu světla do suspenze a snižuje tak účinnost kultivace. Další nevýhodou jsou velké plošné nároky v případě vysoce efektivní velkoobjemové produkce. Zároveň je obtížné udržovat vhodnou teplotu suspenze [38]. Řešením může být například vložení nádrží reaktoru do bazénu s chladicí funkcí (viz Obr. 4.4 b)) [47] nebo hlídání teploty pomocí termostatu, ovšem to s sebou přináší vyšší náklady [38].



Obr. 4.4 a) Schéma bubble-column fotobioreaktoru [46], upraveno; b) Bubble-column fotobioreaktory [47]

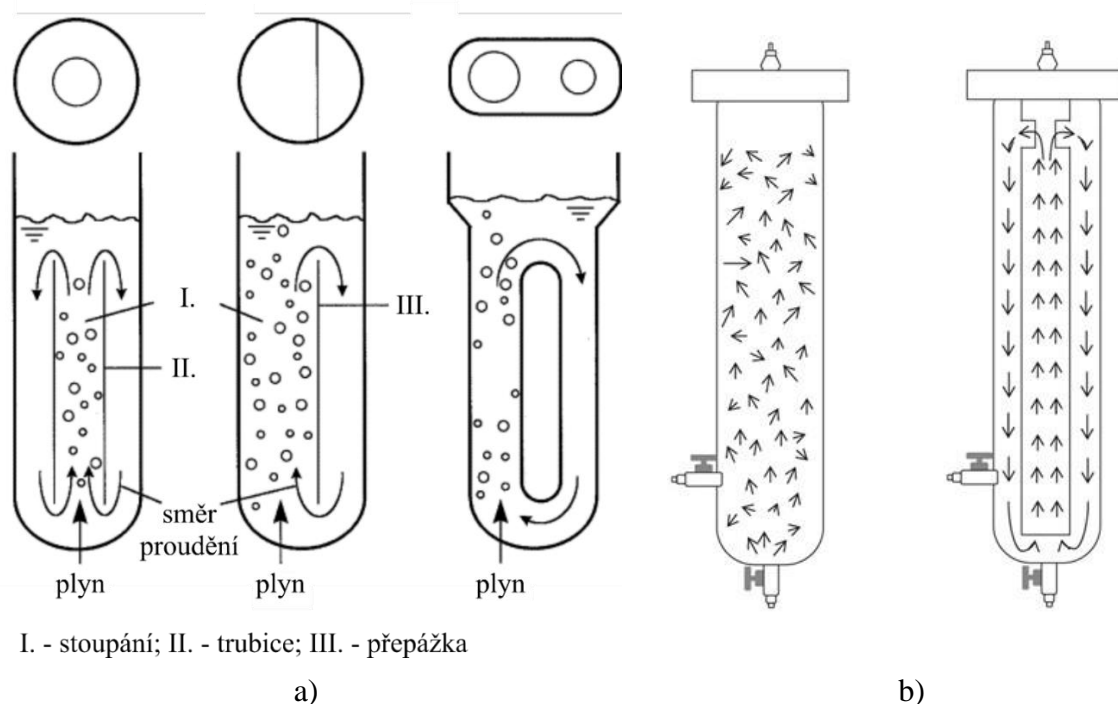
Neméně důležitým a nežádoucím faktorem je poškození buněk vlivem intenzity světla. U stěn nádoby je míra intenzity světla podstatně vyšší než ve středu válce, což může vést k fotoinhibici [21, 38]. Směrem ke středu válce intenzita klesá, neboť si buňky vzájemně stíní, a navíc je

určité množství světla absorbováno mikrořasami z vyšších vrstev, kterými světlo musí projít, než se dostane do samotného středu. Jak již bylo zmíněno, buňky jsou vystaveny světelným cyklům, přičemž ty v nižších vrstvách s menší intenzitou světla jsou převážně ve fázi temnotní a organismy ve vrstvách poblíž stěny nádoby naopak ve fázi světelné. Bublání plynu médiem tedy zajistí přechod buněk mezi těmito fázemi a čím vyšší je rychlost plynu, tím kratší cykly světlo/tma jsou. Tedy rychlostí vháněného plynu lze ovlivnit fotosyntetickou účinnost. Pokud se rychlost přívodu plynu zvýší, zvýší se také účinnost fotosyntézy, avšak pro některé druhy mikrořas mohou příliš vysoké rychlosti působit destruktivně [21].

4.2.2 Airlift fotobioreaktor

Tento typ fotobioreaktoru se od bubble-column typu liší přidaným konstrukčním prvkem válcového tvaru. Ten pak vytváří oddělený prostor, přičemž v jednom z prostorů dochází ke stoupání – stoupací část, v druhém ke klesání – spádový prostor. V závislosti na konstrukčním provedení se u airlift fotobioreaktorů rozlišují tři základní typy (viz Obr. 4.5 a)):

- s vnitřní cirkulací (s vnitřním přepadem),
- s vnitřní přepážkou (rozdělující válec na spádový a stoupací prostor) [38],
- a s vnější smyčkou [21].



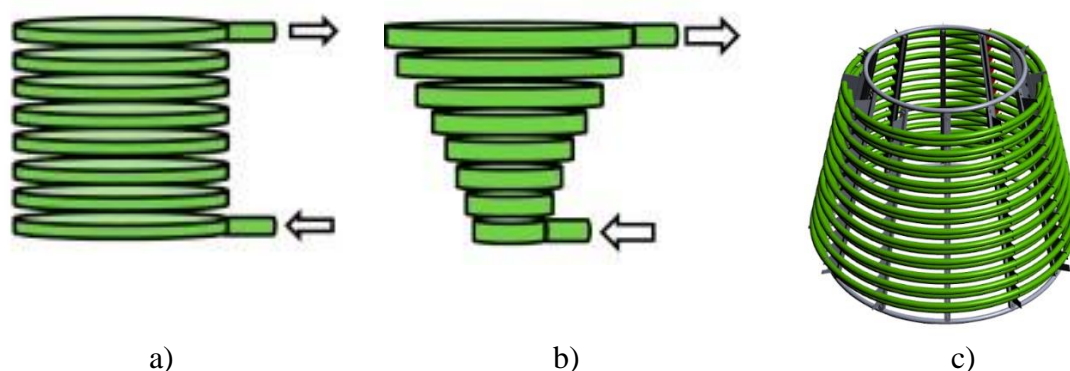
Obr. 4.5 a) Schéma airlift fotobioreaktoru – zleva: s vnitřní cirkulací, s vnitřní přepážkou a s vnější cirkulací [48], upraveno; b) Proudění částic v bubble-column fotobioreaktoru (vlevo) a v airlift fotobioreaktoru s vnitřní cirkulací (vpravo) [49], upraveno

Cirkulace média je zajištěna pomocí rozdílných hustot plynu a kapaliny. Ve stoupací části je plyn do kapaliny vháněn a stoupá k hladině, čímž uvede do pohybu vzhůru i samotnou kapalinu. V oblasti hladiny se plyn od kapaliny oddělí a kapalina klesá zpět dolů – spádový prostor. Díky tomuto rozdělení na dvě zóny dochází k částečnému usměrnění pohybu ve srovnání s typem bubble-column, kde je pohyb částic více náhodný (viz Obr. 4.5 b vlevo)). Airlift systémy

vlivem tohoto vykazují vyšší fotosyntetickou účinnost, dochází tedy k více homogennímu pohybu (viz Obr. 4.5 b) vpravo), jenž mikrořasám zajistí zkrácení cyklů světlo/tma. [21]

4.3 Spirálovitý fotobioreaktor

Třetí, základní variantou je trubicový fotobioreaktor klasifikovaný jako spirálovitý. Výchozím materiálem pro výrobu trubic je nejčastěji polyetylen, díky kterému jsou trubice flexibilní a snáze je tvarovat do válce, kužele nebo komolého jehlanu (viz Obr. 4.6). Jejich průměr se pohybuje v rozmezí 2,4-5 cm. Pro dosažení požadovaného tvarového provedení je využita konstrukce, na kterou se trubice zavěsí rovnoběžně vůči sobě. Cirkulace je zajištěna pomocí čerpadla nebo airlift systému. Odstředivé čerpadlo by ovšem bylo možné využít pro kultivaci pouze některých druhů mikrořas, které nejsou tolik náchylné na namáhání tlakem a smykem. Tyto stresové podmínky mohou totiž některé buňky poničit. [38]



Obr. 4.6 Schéma spirálovitého fotobioreaktoru v konstrukčním provedení a) válcovitém; b) kuželovitém [50], upraveno; a c) ve tvaru komolého kuželu [51]

Spirálovitý fotobioreaktor může být využíván pro kultivaci v malých objemech. Často tedy slouží k rozpěstování kmenů, přičemž takto vypěstovaný malý objem kultury je následně použit pro velkoobjemové kultivace ve větších trubicových fotobioreaktorech. [38]

Hlavní nevýhodou těchto zařízení je tvorba a výskyt biofilmu, jež zanáší trubice. Existuje několik způsobů, jak tento biofilm eliminovat. Jak využití vzduchových bublin, balónků (o průměru téměř stejném, jako je vnitřní průměr trubice) cirkulujících v médiu v trubicích, zvýšení rychlosti kapaliny, tak i přimíchání písku nebo jiných částeczek do média způsobující abrazi povrchu biofilmu. [38]

Mezi výhody lze řadit dobrý poměr mezi množstvím spotřebované energie a účinností fotosyntézy, rovnoměrné míchání suspenze a poměrně malý zastavěný povrch v porovnání s relativně velkým objemem fotobioreaktoru. Další výhodou je možnost použití umělého zdroje záření, který se umístí do vnitřního prostoru mezi trubicemi (do středové osy zařízení). [38]

5 Zanášení fotobioreaktorů

Jak již bylo v této práci mnohokrát zmíněno, v uzavřených kultivačních systémech dochází k tvorbě biofilmu na vnitřních stěnách kultivačních nádob. Jedná se o viditelný nános ve viskózní podvrstvě¹⁷, jehož tloušťka může dosahovat až několika stovek mikrometrů [52]. Proces tvorby je složitý, počínaje přilnutím buněk na stěnu fotobioreaktoru vlivem adhezních sil¹⁸. Na mikrořasy tedy působí síly. Pokud je adhezní síla větší než silové účinky ostatních sil, pak buňka zůstane na stěně [45]. Dochází k produkci extracelulární polymerní látky (EPL) mikroskopickými řasami, díky které se buňky vážou na povrch nádoby. Samozřejmě záleží na druhu kultivované mikrořasy, neboť každá má jiné tendence na stěnách ulpívat. Obecně je však rod *Chlorella* považován za nejhojnějšího producenta EPL [54]. Tloušťka biofilmu se odvíjí od velikosti samotných buněk daného druhu mikroskopické řasy a dochází-li k jejich kontinuálnímu vrstvení, narůstá pak i výsledná tloušťka nánosů [45].

V případě vertikálního trubicového fotobioreaktoru, míchaného pomocí systému airlift, se zanášení ve velké míře vyskytuje nad hladinou kapaliny. Míchání suspenze, založené na principu tvorby bublin plynu v médiu, nad hladinou tvoří pěnu. Plyn je v tomto místě uvolňován z kapaliny [21], avšak vznikající pěna obsahuje také mikroskopickou řasu. Ta poté ulpívá na vnitřní stěně kultivační nádoby a zanáší tak fotobioreaktor.

5.1 Problémy spojené se zanášením

Se zanášením kultivačních nádob se pojí zásadní problém – nánosy omezují přísun světla samotným buňkám suspenze. Čím větší míra zanesení je, tím méně světla k nim proniká, což má za následek omezení jejich růstu. Totiž světelné záření je důležitým faktorem ovlivňujícím kultivaci biomasy. Jeho přítomnost je nezbytná pro fotosyntetickou reakci. Následkem toho může být značně redukována účinnost celého kultivačního procesu [45, 54], což je především u komerční produkce nežádoucí.

Dalším negativním důsledkem tvorby biofilmu může být ztráta pigmentace buněk mikroskopických řas, kontaminace média vlivem množících se bakterií a mikrobů nebo tzv. inkrustace¹⁹ povrchu. [45]

Nevýhodou je i fakt, že ve většině případů je nutné kultivaci přerušit, vyčistit fotobioreaktor mimo kultivační proces a poté jej opět uvést zpět do procesu produkce biomasy [45]. Je tedy žádoucí nánosy eliminovat nebo jejich tvorbě v možné míře předejít. Navíc samotné čištění může být náročný proces, který vyžaduje čas a zvyšuje jeho ekonomické náklady [54].

¹⁷ Viskózní podvrstva je oblast bezprostředně u vnitřní stěny nádoby, kde se proudění kapaliny klasifikuje jako téměř laminární a dominantní vliv na přenos hybnosti, tepla a hmotnosti má molekulární viskozita [52].

¹⁸ Adhezní síla je síla přitažlivá, působící na rozhraní mezi různými molekulami (zpravidla mezi kapalinou a pevnou látkou). Způsobuje ji nerovnoměrné rozložení náboje v molekule a také jeho prosakování pryč z molekuly [53].

¹⁹ Inkrustace je jev, při kterém se na stěnách tvoří povlak, jež snižuje průtočný profil nádoby (potrubí), a také může docházet ke snížení kvality proudící kapaliny [55].

5.2 Možnosti prevence

Hlavními faktory ovlivňujícími tvorbu biofilmu jsou jak druh mikroskopické řasy, jejich fyzikálně-chemické vlastnosti a chemické složení živin, tak i použitý materiál fotobioreaktoru, jeho geometrie a s tím související hydrodynamické vlastnosti. V rámci prevence tvorby biofilmu je tedy potřeba nastavit optimální hydrodynamické podmínky. Ty mohou být zajištěny užitím například rovných úseků trubic o vhodném průměru (často se jedná o rozmezí 10-60 mm) a zaoblením rohů. Zmíněné geometrické optimalizace umožňují lepší přenos hmoty (a tedy i míchání média), čímž se jednak zlepší výměna plynů, zabrání se vzniku mrtvých zón, ale také to umožní předejít sedimentaci. Totiž, je-li zajištěno dostatečné smykové napětí u stěny nádoby, dochází k narušování stability nánosů. K tomu je zapotřebí stanovit kritickou hodnotu smykových sil ve viskózní podvrstvě, takže se na základě ní mohou patřičně upravit provozní podmínky kultivačního procesu. Aplikací tohoto principu lze tedy předejít tvorbě nánosů mikrořas na vnitřním povrchu fotobioreaktoru. [45]

Není však cílem dosáhnout příliš vysokého smykového napětí ve snaze naprostého vyloučení vzniku sedimentů, neboť při překročení hodnot nejčastěji v rozmezí 80-100 Pa může dojít k poškození, nebo dokonce ke zničení buněk. Pro určení optimální hodnoty smykového napětí v daném procesu kultivace je tedy zapotřebí využít matematický model nebo analytický výpočet vycházející z experimentálního měření s přihlédnutím na omezení v souvislosti s typem kultivované mikrořasy. [45]

Poněkud překvapivou formou prevence je využití přírodní varianty v podobě extraktu z mořských řas [54]. Uvádí se, že některé mořské řasy mají významné antibakteriální a antimykotické účinky a je možné, že jsou schopné produkovat chemické sloučeniny zabírající kolonizaci mikroorganismů na povrchu zařízení [56].

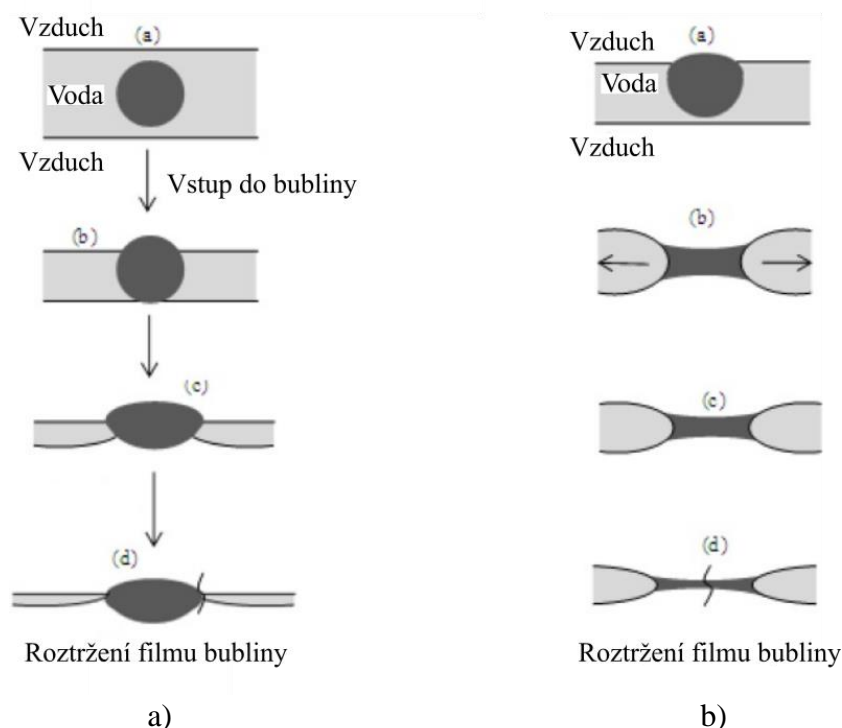
5.2.1 Prevence vzniku pěny způsobené airlift systémem

Ke vzniku pěny v bioprocesech dochází v důsledku zavádění plynu do kapalného média sloužícího ke kultivaci. Ta je následně stabilizována proteiny, jež jsou produkovány kultivovanou kulturou. Tvořící se pěna je problémem hned z několika důvodů. Jednak vlivem prasknutí bublin může dojít k poškození proteinů, a tím ke snížení produktivity procesu. Dále pak ztráta sterility z důvodu zanesení pěny do různých částí zařízení mimo kultivační nádoby. Nebo může ucpat výstupní otvory pro plyn, což zapříčiní nežádoucí přetlak. [57]

Existuje několik způsobů, jak lze pění zamezit. Implementace zařízení sloužícího k mechanickému rozbíjení bublin, redukce pomocí ultrazvuku nebo různé chemické odpěňovací látky. Ačkoliv se jedná o dostupné přípravky, jejichž vliv na pěnu byl ve velké míře prozkoumán, o jejich dopadu na kultivované organismy se ví relativně málo. [57]

Odpěňovací látky se dělí na rychlé a pomalé, na základě mechanismu, kterým dochází k destrukci pěny. V případě pomalých odpěňovacích činidel, jejichž konkrétním příkladem může být olej, trvá destrukce pěny déle. Kapka oleje vstoupí skrze první vnější povrch bubliny, při průchodu filmem se vytvaruje do čočky. Jakmile se film zúží, čočka se dostane k druhému (vnitřnímu) povrchu bubliny, vytvoří se z ní most a film se vlivem kapilárních sil roztrhne (viz Obr. 5.1 a)). [57]

Rychlá činidla jsou nejčastěji vícesložková (smíšená), přičemž složky mohou být pevného i kapalného skupenství. Jejich vlivem dojde k vytvoření mostu ve filmu bubliny, ten se postupně natahuje, až dojde k jeho roztržení v nejtenčí části mostu. Princip mechanismu pro případ rychlého olejového odpěňovače je zjednodušeně nakreslen a popsán na Obr. 5.1 b). [57]



Obr. 5.1 Schéma mechanismů destrukce bublin [57], upraveno

Na základě provedených studií se zjistilo, že odpěňovací látky sice ničí pěnu, avšak mají vliv i na samotné buňky a proteiny. Zda se jedná o účinky kladné nebo negativní, to nelze obecně stanovit. Díky odpěňovacím látkám může být produktivita procesu jak snížena, tak i naopak zvýšena. Studie prokázaly, že v některých případech mohou být rostlinné oleje zdrojem uhlíku pro kultivované mikroorganismy. Je tedy možné, že se díky některým činidlům zvyšuje schopnost růstu buněk a produkce bílkovin. Nicméně je nezbytné pro každý případ kultivace – s určitým typem mikrořasy a určitým druhem odpěňovače – posoudit jejich účinky na proces a následně vyhodnotit jejich vhodnost. [57]

5.3 Způsoby eliminace biofilmu

Nejběžnějším způsobem odstranění již zaneseného fotobioreaktoru je mechanické čištění. K tomu je možné využít například pěnovku ve tvaru válce, jejíž průměr je o 10 % větší než vnitřní průměr trubky kultivačního zařízení, a tu pak tlačit skrz trubky vysokým tlakem zajištěným pomocí vzduchového čerpadla. Na podobném principu také funguje eliminace míčkem, který má téměř stejný (avšak menší) průměr, jako je vnitřní průměr trubice. Ten je opět tlakem hnaný a cirkuluje skrz fotobioreaktor. S oběma formami čištění se však pojí riziko poškození kultivačního zařízení, a to především částí jako jsou skleněné trubice, vlivem jejich tlakového působení na stěny. [54]

Dále lze využít gumovou kouli s hroty (naplněnou vodou a uvnitř obsahující magnet), která se vloží do kultivačního média. Tento způsob funguje jako prevence vzniku nánosů i jako eliminační metoda. Díky hrotům totiž dochází k větší míře rozvření kapaliny, čímž se médium lépe promíchá. Tímto se sníží tendence buněk na stěnách ulpívat. Případné usazeniny pak míček redukuje kontaktem hrotů se stěnou fotobioreaktoru. Navíc by tato metoda neměla nijak negativně ovlivnit samotný růst biomasy, takže jej lze aplikovat i v době probíhající kultivace. Jedná se o způsob jednoduchý, konstrukčně a finančně nenáročný. [54]

Dalším mechanickým řešením může být přimíchání písku nebo jiných malých tuhých částic s abrazivním účinkem do cirkulující kapaliny. Tato forma může mít negativní dopad na zařízení ve smyslu jeho poškození [58]. Případně je možné zařízení rozebrat a k vyčištění použít například hubky, kartáče nebo jiné pomůcky. Je-li však fotobioreaktor čištěn ručně, jedná se zpravidla o časově náročný a značně nepraktický způsob, který lze považovat za nevhodný pro komerční produkce.

Použití chemikálií je také možná varianta, avšak s řadou omezení. Různé chemické prostředky [54], například peroxid vodíku, mohou mít neblahý dopad na organismy v zařízení kultivované. Může se totiž stát, že po vyčištění fotobioreaktoru není část chemikálií ze systému zcela odstraněna. To se při následné kultivaci může negativně projevit. Nicméně kromě agresivních biocidních přípravků²⁰ lze použít i čisticí látky, jež jsou k mikrořasám šetrnější. Zde může být příkladem kyselina citronová, jejíž případné pozůstatky v systému nemají na fytoplankton nežádoucí dopad.

V neposlední řadě existují různé technologie, jako jsou ultrazvukové čištění nebo použití ozonu. Přestože se jedná o způsoby efektivní, jsou velice nákladné a spotřebovávají velké množství energie [45, 54]. Ve většině případů je čištění odděleným samostatným procesem, zařízení se tedy vyřadí z kultivačního procesu, vyčistí a poté opět uvede do provozu [45].

²⁰ Biocidní přípravek je látka, jejíž účinek je dosažen pomocí chemických látek či mikroorganismů působících na škodlivé organismy nebo proti nim [58].

6 Experimentální měření

V rámci praktické části této práce bylo provedeno měření v kultivačním zařízení vyvíjeném na Ústavu procesního inženýrství. Ve vertikálním trubicovém fotobioreaktoru byla kultivována – již v teoretické části zmíněná – mikroskopická řasa *Chlorella pyrenoides* Chick (IPPAS C2). Primárním účelem tohoto kultivačního systému je snížení koncentrace CO₂ obsaženého ve spalínách, tedy v průběhu kultivace dochází k čištění spalin. Avšak zkoumaným jevem, na který byl zaměřen kultivační proces za účelem této práce, je zanášení vnitřního povrchu trubic a vliv těchto nánosů na světelné záření pronikající do trubic fotobioreaktoru – tedy vliv na růst mikrořas.

6.1 Uvedení do problematiky zkoumaného fotobioreaktoru

Pro lepší pochopení problematiky je potřeba se odvolat na již proběhlá měření, provedená za účelem čištění spalin. V průběhu každého kultivačního procesu bylo nezbytné odebírat z trubic fotobioreaktoru vzorky média s mikroskopickými organismy, které byly následně podrobeny chemickému rozboru. Pokud tedy měření trvalo 14 dní, přičemž každý den byl z trubic odebrán vzorek, došlo k razantnímu poklesu hladiny kultivačního média.

Zmíněné spaliny byly do kapaliny s mikroorganismy vháněny vzduchovacím elementem, jedná se tedy o formu míchání v teoretické části specifikovanou jako airlift systém. V souvislosti s tím docházelo k pění nad hladinou média, které způsobilo usazování mikrořas na vnitřní straně trubic. Lze z uvedených informací vyvodit, že s klesající hladinou docházelo k tvorbě pěny v různých místech po výšce trubice. Jakmile se kultivace ukončila, zůstaly nánosy na velké části vnitřního povrchu.

Pro další použití fotobioreaktoru bylo tedy nutné trubice řádně vyčistit, aby zaschlé usazeniny nebránily průniku světla při novém měření, kdy hladiny živného média byly zpočátku opět ve vrchní části trubic. Kromě omezení přísunu světla, by nánosy mohly způsobit i kontaminaci média. Neméně vážným problémem je zanesení pěny až do trubiček pro cirkulaci spalin (vzduchovacího okruhu), které by mohly být z důvodu usazenin ucpány a jejich následné čištění je zvlášť problematické. V případě, že by se pěna dostala skrze trubičky do jiných zařízení využívaných v průběhu kultivace, mohlo by dojít k jejich závažnému poškození, což by mohlo způsobit velké finanční ztráty.

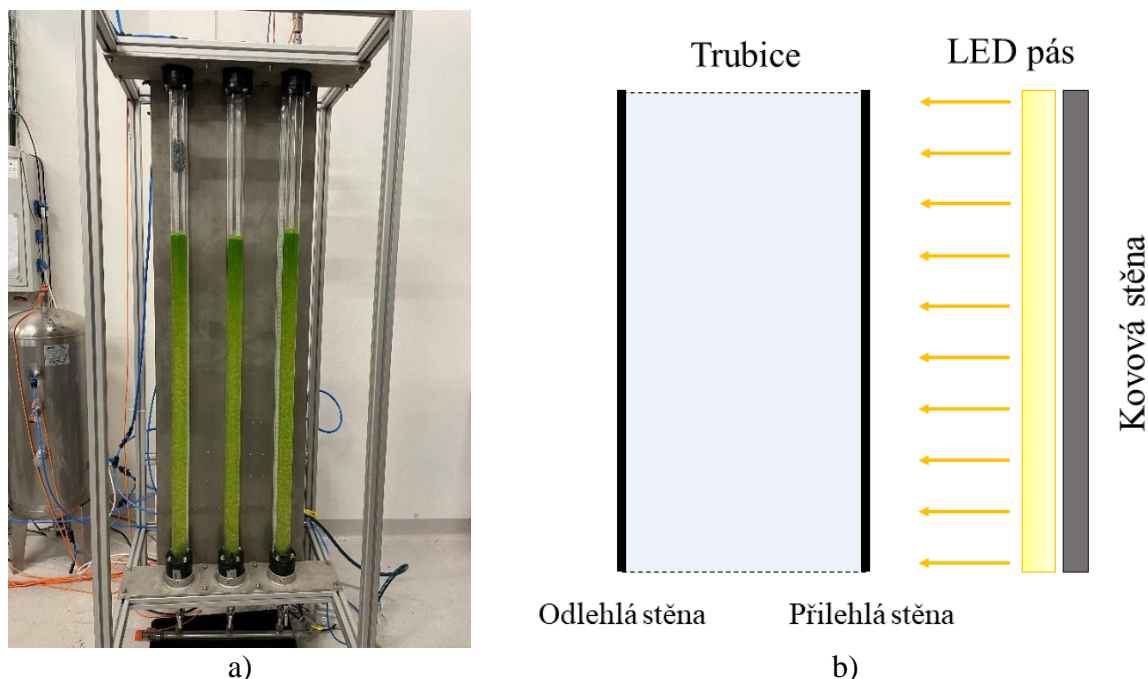
6.2 Popis fotobioreaktoru

Kultivační zařízení použité pro kultivaci mikroorganismu *Chlorella pyrenoides* Chick (IPPAS C2) je klasifikováno jako trubicový fotobioreaktor ve vertikálním konstrukčním provedení. Sestává ze tří trubic umístěných v jednoduchém hliníkovém rámu svisle a rovnoběžně vedle sebe (viz Obr. 6.1 a)).

Osvětlení

Světelné záření je zajištěno pomocí umělého zdroje světla. Konkrétně se jedná o LED pás, přičemž každé trubici připadá právě jeden. Jsou připevněny na vertikální kovové stěně, která je umístěna za trubicemi (viz Obr. 6.1 b)). Délka pásů odpovídá přibližně délce samotných trubic.

Intenzita a barva osvětlení je nastavitelná. Klíčová je přitom hloubka suspenze, která s menším průřezem trubic zajistí lepší osvětlenost buněk, čímž se navýší fotosyntetická účinnost.



Obr. 6.1 a) Zkoumaný vertikální trubicový fotobioreaktor; b) Umístění osvětlení

Míchání

Míchání média je zajištěno pomocí airlift systému. Do spodní části trubic jsou přiváděny spaliny, jejichž přesné složení vyjádřené v objemových koncentracích je uvedeno v Tab. 6.1 je nastavitelná a její optimální hodnota je závislá na objemu média v trubicích. Vytvořené bubliny pak putují směrem nahoru k hladině kapaliny, kde dojde k jejich uvolnění ze suspenze, přičemž dochází k nežádoucí tvorbě pěny.

Tab. 6.1 Chemické složení spalin

Složka	Vzorec	Objemová koncentrace
Oxid dusnatý	NO	164,4 ppm obj.
Oxid siřičitý	SO ₂	19,10 ppm obj.
Oxid uhelnatý	CO	43,2 ppm obj.
Oxid uhličitý	CO ₂	10,92 % obj.
Dusík	N	Zbylé % obj.
Další složky nečistot		
Oxid dusičitý	NO ₂	0,3 ppm obj.

Díky obsahu CO₂ a dusíku ve spalinách jsou mikrořasám zajištěny nejdůležitější potřebné živiny. Mikrořasy tedy spotřebovávají tyto látky a využívají je ke svému růstu, čímž se postupně snižuje jejich koncentrace v plynu. Tímto způsobem dochází k čištění spalin, což pro tento experiment není sledovaný parametr.

6.3 Průběh experimentu

Na začátku každé kultivace je zapotřebí inokulum. Pro experimentální kultivační proces, jež je náplní praktické části této práce, bylo inokulum mikrořasy *Chlorella pyrenoides* Chick (IPPAS C2) poskytnuto veřejnou výzkumnou institucí CzechGlobe.

Chlorella pyrenoides Chick (IPPAS C2)

Původní startovní kultura mikrořasy *Chlorella pyrenoides* Chick (IPPAS C2) však byla vypěstována v RAS při teplotě 25 °C a intenzitě osvětlení přibližně 3783,78 lx. Pro účely této práce bude uvedená hodnota intenzity světla pro tento konkrétní druh mikrořasy považována za optimální.

Kultivace inokula byla provedena pomocí živného média BG11 (viz Tab. 6.2), které se smíchalo s mikroskopickou řasou v Erlenmeyerově baňce (viz Obr. 6.2 vlevo). Ta se umístila do kultivační komory, jejíž vzduch byl obohacen o CO₂ o výsledné koncentraci 2 %. [18]

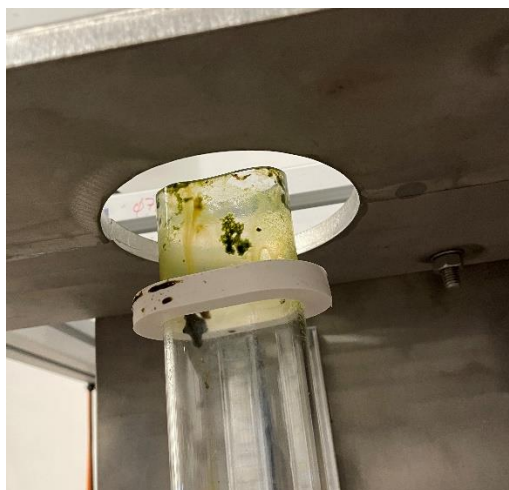


Obr. 6.2 Inokulum smíchané s živným médiem BG11

Tab. 6.2 Chemické složení živného média BG11 [17]

Chemická sloučenina	Koncentrace (g · l ⁻¹)
NaNO ₃	149,6
MgSO ₄ · 7H ₂ O	7,48
CaCl ₂ · 2H ₂ O	3,6
Kyselina citronová	0,6
Na ₂ -EDTA · 2H ₂ O	0,123
Citronan amonno-železitý	6
Na ₂ CO ₃	20
K ₂ HPO ₄	30,5
H ₃ BO ₃	2,86
MnCl ₂ · 4H ₂ O	1,81
ZnSO ₄ · 7H ₂ O	0,22
Na ₂ MoO ₄ · 2H ₂ O	0,39
CuSO ₄ · 5H ₂ O	0,079
Co(NO ₃) ₂ · 6H ₂ O	0,049

Před zahájením kultivace však bylo zapotřebí zařízení nejprve dočistit, jelikož na samotném vrchu trubic a v přilehlém těsnění zůstaly již tlející mikrořasy (viz Obr. 6.3), které zde byly zaneseny pěnou v průběhu předešlého kultivačního procesu. Vyčištění bylo provedeno ručně pomocí vody a mycího prostředku na nádobí, konkrétně Jarem. Poté se čisté trubice i těsnění instalovaly zpět.



Obr. 6.3 Usazeniny mikrořas

Protože se tato práce soustředí na problematiku spojenou se zanášením a ulpíváním mikrořas na stěnách kultivačních nádob, byl otestován mechanický způsob eliminace pěny (za použití membrány) a chemický způsob prevence vzniku pěny (změnou povrchového napětí přidáním oleje).

Do první trubice (T1) byla před finálním utěsněním vložena membrána v podobě drátěnky připevněné k drátku (viz Obr. 6.4 vlevo), aby ji na konci experimentu bylo snadné vyjmout.

V trubici druhé (T2) byla testována prevence na bázi chemické – tedy kapky běžného slunečnicového oleje (viz Obr. 6.4 uprostřed), které se pomocí pipety nakapaly do suspenze.

Poslední, třetí trubice (T3) sloužila k porovnání a byla ponechána bez mechanických či chemických prvků určených k zamezení pění (viz Obr. 6.4 vpravo).

Poté bylo do trubic pomocí membránového čerpadla načerpáno médium s mikroskopickými řasami, přičemž hladiny suspenzí byly ve stejné výšce.



Obr. 6.4 Pohled na trubice s nebo bez jednotlivých opatření

Hlavní myšlenkou, která byla základem pro výběr mechanické a chemické zábrany, bylo eliminovat pění, při kterém mají bubliny tendenci stoupat nahoru. Pokud by se to podařilo, sklo by zůstalo čistší a snížilo by se riziko vzniku nánosů.

Měření intenzity světla

Po dobu trvání experimentu byly každý den měřeny hodnoty intenzity světla, a to pomocí luxmetru testo 540 (viz Obr. 6.5 a)). Luxmetr byl přiložen v bezprostřední blízkosti na odlehlou stěnu skleněné trubice. Světelné záření tedy muselo projít od zdroje, skrz jednu stěnu trubice, případně podle místa měření i skrze médium s mikrořasami či bublinami, a nakonec přes druhou stěnu trubice.

Během tohoto kultivačního procesu nebyly v průběhu odebírány vzorky živného média s mikrořasou, hladina v trubicích tedy zůstala po celou dobu na stejné úrovni. Z toho důvodu bylo měření intenzity světla prováděno v přibližně stejných místech trubic. Vyhodnocované oblasti jsou znázorněny na Obr. 6.5 b).



a)



b)

Obr. 6.5 a) Luxmetr testo 540; b) Místa měření intenzity světla

Nyní budou popsány jednotlivé dny, ve kterých měření probíhalo. Pro názornost budou uvedeny fotografie pořízené během měření a hodnoty sledovaných veličin zaznamenány v tabulkách.

6.3.1 Den první

Tab. 6.3 uvádí průměrné hodnoty parametrů, které byly vypočteny z hodnot měřených v minutových intervalech během prvního dne kultivačního procesu. Dále jsou zde uvedeny hodnoty intenzity světla jak naměřené přes čisté sklo trubice (záření tedy projde od zdroje, přes dvě skla,

poté k čidlu luxmetru), tak i průměrná hodnota intenzity osvětlení měřená v místě, kde se nachází sklo v nejbližší vzdálenosti od samotného zdroje (při pohledu na fotografii se jedná o zadní povrch trubice a záření v tomto případě jde přímo od zdroje na čidlo luxmetru). Tato hodnota byla získána jako průměr intenzit světla naměřených v definovaném místě během celého kultivačního procesu.

Tab. 6.3 Parametry systému naměřené první den experimentu

\dot{Q} [l/min]	p [mbar]	t [°C]	E_{sklo} [lx]	E_{zdroj} [lx]
2,23	157,15	20,84	3399	4731

Kde \dot{Q} [l/min] je průměrná hodnota průtoku spalin na spol. vstupu do trubic reaktoru²¹,

p [mbar] průměr hodnot tlaků spalin,

t [°C] průměrná teplota spalin vstupujících do nádrže reaktoru,

E_{sklo} [lx] intenzita osvětlení naměřená přes čisté sklo první den experimentu,

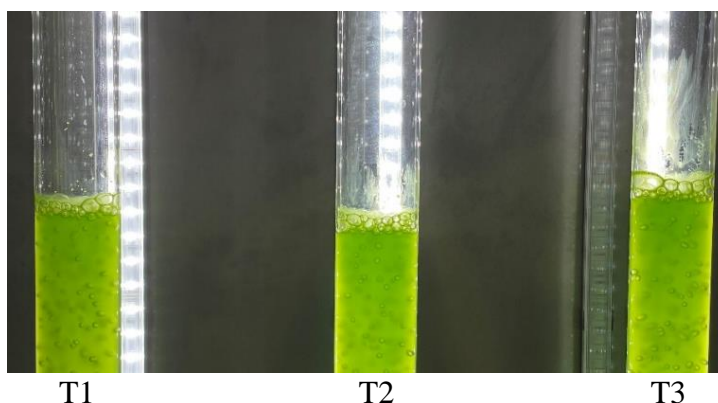
E_{zdroj} [lx] průměrná intenzita osvětlení dopadající na přilehlou stěnu trubice.

V Tab. 6.4 jsou zaznamenány naměřené intenzity světla pomocí luxmetru testo 540 způsobem již dříve popsaným. Hodnoty jsou uvedeny pro všechny tři trubice, přičemž k jejich měření došlo až několik hodin po uvedení fotobioreaktoru do provozu.

Tab. 6.4 Intenzity světla měřené v definovaných místech pro jednotlivé trubice – den první

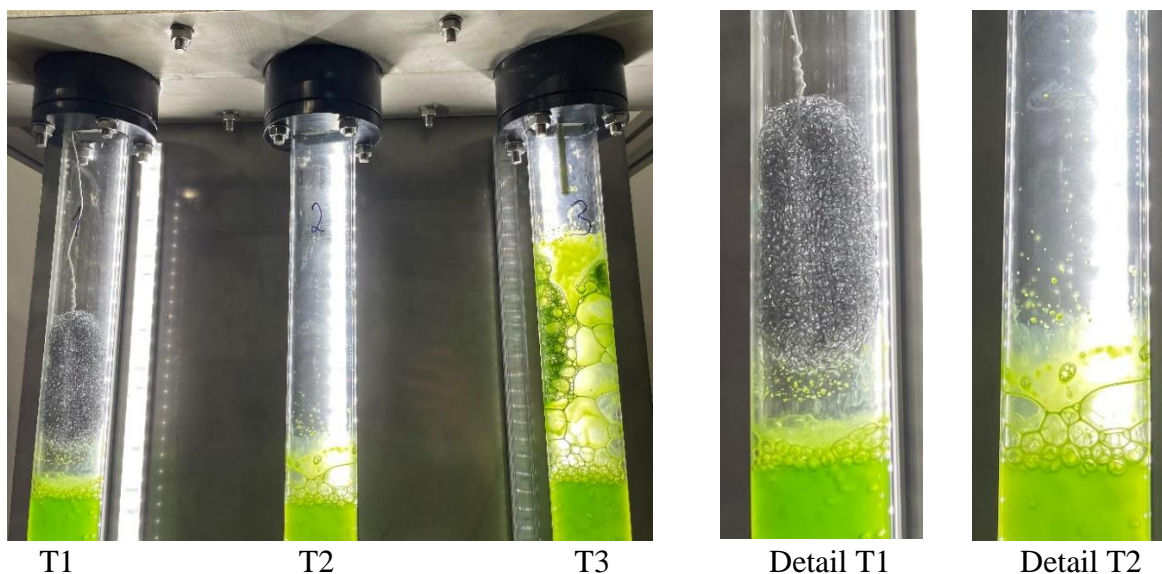
Intenzita [lx]	Dole	Uprostřed	Pod hladinou	Nad hladinou
Trubice 1	2708	2231	894	3399
Trubice 2	2689	2143	887	2995
Trubice 3	2734	2256	879	1503

Z počátku kultivačního procesu nedocházelo k pění téměř vůbec (viz Obr. 6.6). Obr. 6.7 byl pořízen několik hodin po uvedení fotobioreaktoru do provozu a lze vidět, že T1 s membránou byla téměř bez bublin, v T2 s kapkami oleje se vytvořilo malé množství pěny a T3 obsahovala velké množství bublin, stoupajících až k vrchnímu konci trubice.



Obr. 6.6 Hladiny suspenzí v jednotlivých trubicích

²¹ Průtok spalin je měřen pro všechny tři trubice (tedy hodnota je součtem průtoků v jednotlivých trubicích).



Obr. 6.7 Pěna v trubicích – den první

6.3.2 Den druhý

Druhý den experimentu, ve srovnání s dnem prvním, došlo k poklesu průtoku spalin téměř o 17 %, tlak spalin naopak vzrostl. Teplotní rozdíl se pohybuje v rozmezí desetin °C. Konkrétní průměrné hodnoty naměřené během druhého dne experimentu jsou uvedeny v Tab. 6.5.

Tab. 6.5 Parametry systému naměřené druhý den experimentu

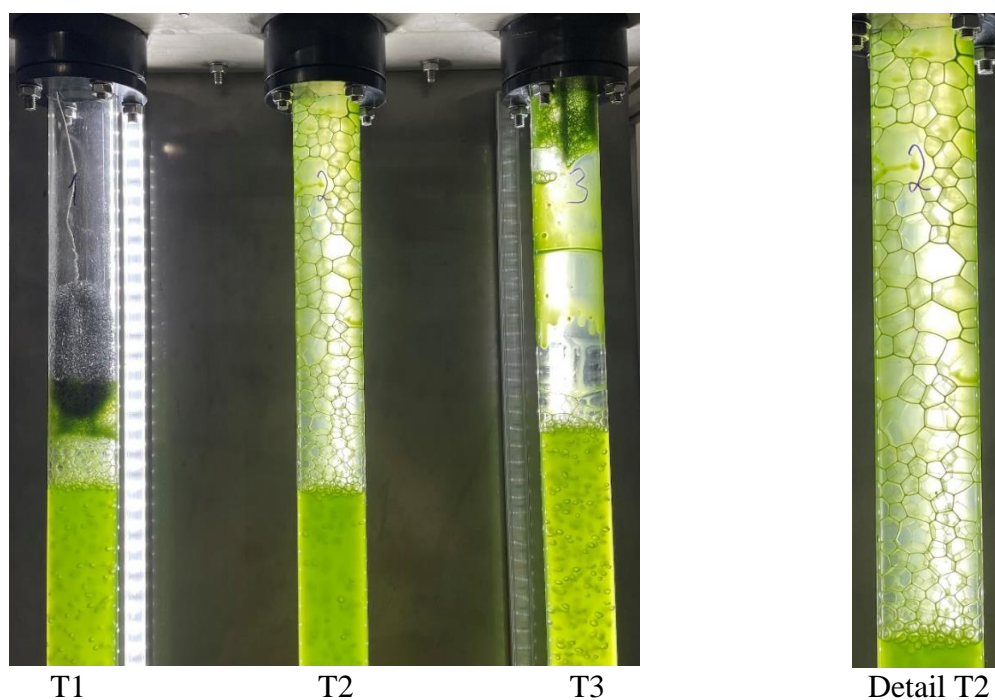
\dot{Q} [l/min]	p [mbar]	t [°C]	E_{sklo} [lx]	E_{zdroj} [lx]
1,86	162,06	20,66	3399	4731

Oproti předešlému dni byl v T1 naměřen nárůst intenzity osvětlení v místech dole, uprostřed a pod hladinou kapaliny. V T2 došlo, kromě oblasti pod hladinou, k poklesu intenzity a v T3 klesla intenzita ve všech místech měření, především pak pod a nad hladinou kapaliny. Veškeré naměřené hodnoty z druhého dne jsou zaznamenány v Tab. 6.6.

Tab. 6.6 Intenzity světla měřené v definovaných místech pro jednotlivé trubice – den druhý

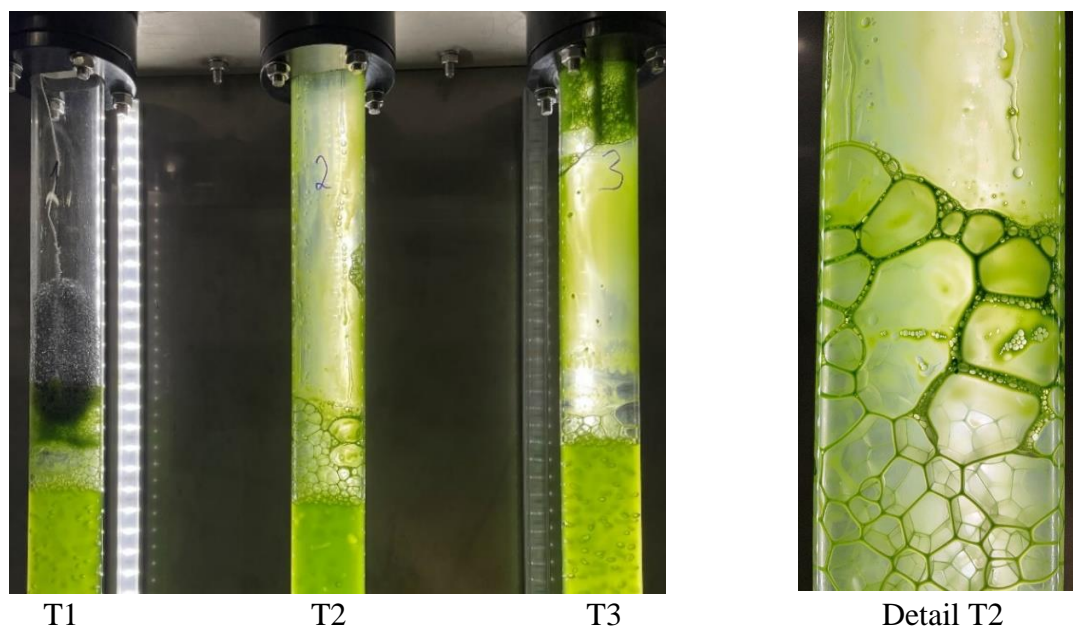
Intenzita [lx]	Dole	Uprostřed	Pod hladinou	Nad hladinou
Trubice 1	3082	2639	1000	3291
Trubice 2	2410	1950	1140	2664
Trubice 3	2014	2161	496	1018

Z Obr. 6.8 je zřejmé, že k tvorbě pěny došlo ve všech třech trubicích, avšak v každé z trubic byla pěna zcela odlišné struktury. V T1 byly bubliny zadrženy mechanickou membránou. Spodní část pěny byla méně hustá než její druhá část, která zespodu obklopovala přibližně 1/3 výšky testované membrány. Bubliny v T2 byly větších rozměrů (viz Obr. 6.8 Detail T2) narozdíl od bublin v T3, které tvořily hustou tmavě zelenou pěnu situovanou převážně u horního konce trubice.

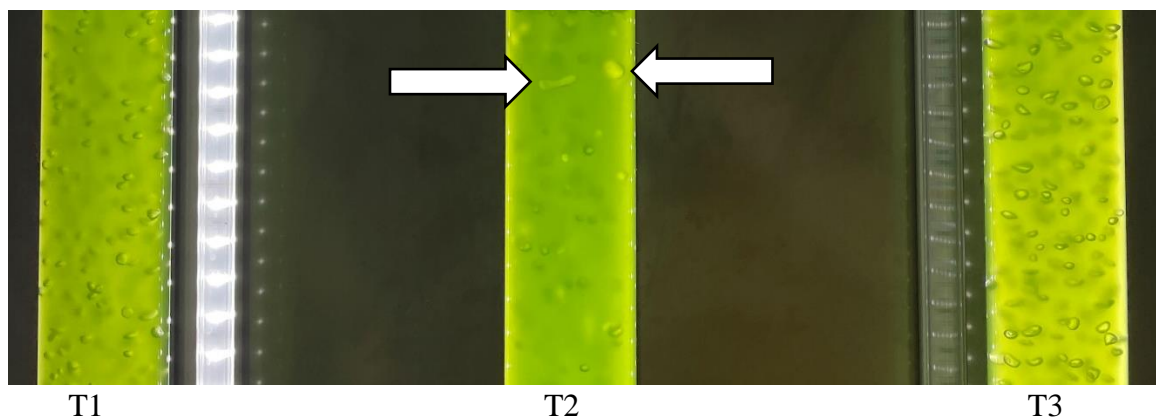


Obr. 6.8 Pěna v trubicích – den druhý

Protože v T2 nedošlo k zamezení tvorby bublin použitím 3 kapek slunečnicového oleje, bylo jich do kapaliny nakapáno přibližně o 10 víc, se snahou posílit jejich odpěňovací účinek. Nejenže olej vytvořil malé kapky mezi bublinami pěny (viz Obr. 6.9 Detail T2), ale v samotném živném médiu došlo k vytvoření poměrně velkých olejových kapek (v Obr. 6.9 je na dvě kapky odkazováno šipkami). Kromě toho je v T2 vidět odlišnost spalínových bublin a jejich rozptýření v kapalině v porovnání s T1 a T3 (viz Obr. 6.10).



Obr. 6.9 Pohled na trubice po zvýšení dávky chemické prevence – den druhý



Obr. 6.10 Detail trubic v oblasti pod hladinou kapaliny – den druhý

6.3.3 Den třetí

Tento den byl naměřen další pokles průtoku spalin, který je ve srovnání s dnem druhým ještě o 0,38 l/min nižší. Tlak spalin oproti tomu vzrostl a došlo i k teplotnímu nárůstu, nicméně opět pouze v rozmezí desetin °C (viz Tab. 6.7).

Tab. 6.7 Parametry systému naměřené třetí den experimentu

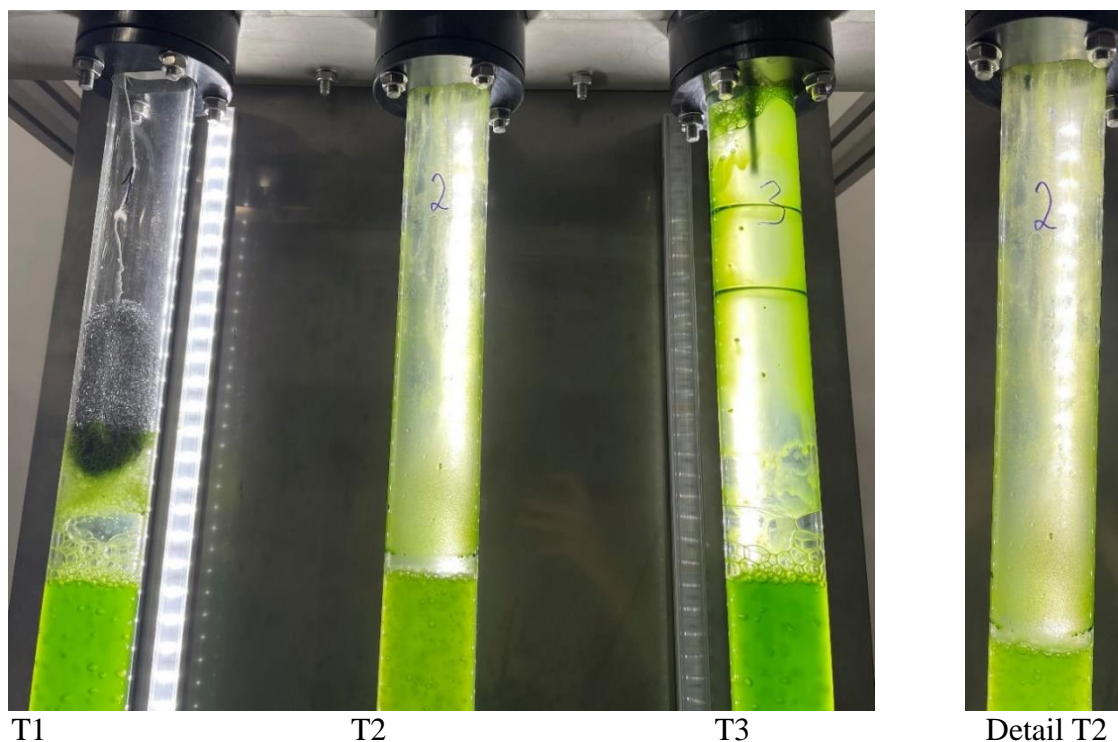
\dot{Q} [l/min]	p [mbar]	t [°C]	E_{sklo} [lx]	E_{zdroj} [lx]
1,48	174,78	20,96	3399	4731

Ve všech trubicích a ve všech měřených místech, kromě T3 v oblasti nad hladinou kapaliny, došlo k poklesu intenzity osvětlení ve srovnání s hodnotami ze dne druhého. Zmíněná výjimka vykazovala naopak její razantní nárůst. Velký rozdíl v poklesu pak nastal v T1 a T2 uprostřed kapaliny a také v T3 v oblasti pod hladinou kapaliny. Veškeré tyto hodnoty jsou konkretizovány v Tab. 6.8.

Tab. 6.8 Intenzity světla měřené v definovaných místech pro jednotlivé trubice – den třetí

Intenzita [lx]	Dole	Uprostřed	Pod hladinou	Nad hladinou
Trubice 1	1585	1559	659	3037
Trubice 2	876	986	848	2231
Trubice 3	1418	1092	444	2439

Jak lze vidět na Obr. 6.11, přidáním většího množství slunečnicového oleje (druhý den) do T2 bylo markantně omezeno pění a bublin vznikalo na hladině kapaliny minimum. Olej však způsobil vytvoření mastného povlaku smíchaného s mikrořasami (viz Obr. 6.11 Detail T2), jež pokryl vnitřní stěnu trubice na téměř celé kapalinou nesmáčené oblasti. V T1 a T3 pak byla formace pěny srovnatelná s dnem předchozím.



Obr. 6.11 Pěna v trubicích – den třetí

6.3.4 Den čtvrtý

I tento, čtvrtý, den experimentu průtok spalin poklesl a tlak naopak vzrostl vůči dnům předěšlým. Teplota lehce klesla, nicméně rozdíl byl opět pouze v desetinách °C (viz Tab. 6.9).

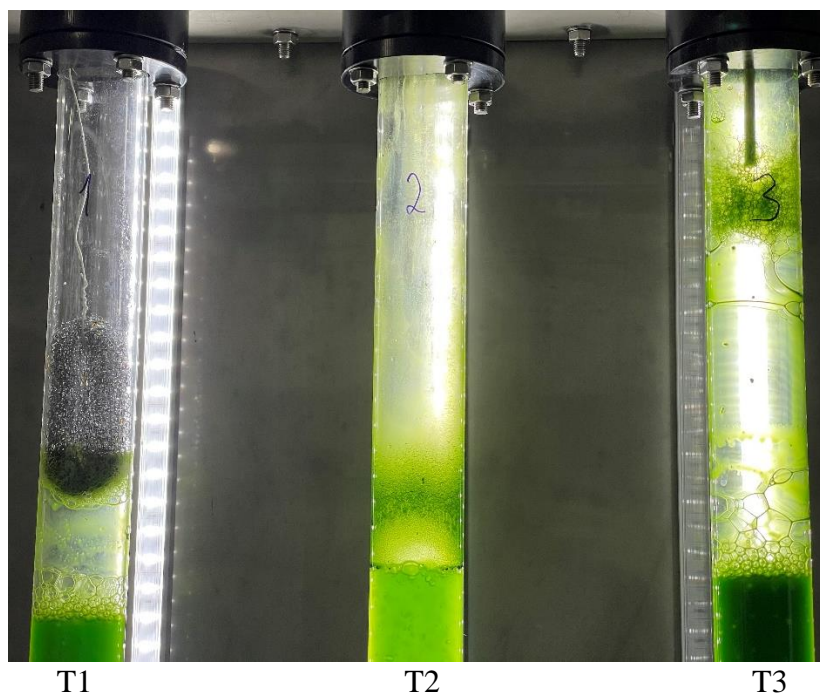
Tab. 6.9 Parametry systému čtvrtý den experimentu

\dot{Q} [l/min]	p [mbar]	t [°C]	E_{sklo} [lx]	E_{zdroj} [lx]
1,34	174,80	20,84	3399	4731

Z třetího na čtvrtý den si zkoumané intenzity osvětlení zachovaly klesající a rostoucí trend stejně, jako to bylo z dne druhého na třetí. Za zmínku pak stojí razantní pokles hodnoty intenzity světla v T2 naměřené nad hladinou kapaliny (viz Tab. 6.10). V tomto místě byla akumulace mastného nánosů s mikrořasami největší (viz Obr. 6.12).

Tab. 6.10 Intenzity světla měřené v definovaných místech pro jednotlivé trubice – den čtvrtý

Intenzita [lx]	Dole	Uprostřed	Pod hladinou	Nad hladinou
Trubice 1	908	654	449	2984
Trubice 2	616	729	630	1204
Trubice 3	1014	721	184	2903



Obr. 6.12 Pěna v trubicích – den čtvrtý

6.3.5 Den pátý a šestý

Během těchto dvou dnů byly měřeny pouze parametry systému, nikoliv intenzita osvětlení v trubicích. Jelikož tyto dny připadly na víkend, nebylo možné se do laboratoří dostavit a měření provést.

V Tab. 6.11 jsou zaznamenány hodnoty z pátého dne experimentu, kdy poklesl tlak oproti předešlému dni. Klesl taktéž průtok spalin.

Tab. 6.11 Parametry systému pátý den experimentu

\dot{Q} [l/min]	p [mbar]	t [°C]	E_{sklo} [lx]	E_{zdroj} [lx]
1,13	166,39	20,79	3399	4731

Šestý den měření naopak tlak narostl a dosáhl nejvyšší průměrné hodnoty, která se v průběhu kultivace vyskytla. Průtok spalin měl i nadále klesající tendenci (viz Tab. 6.12).

Tab. 6.12 Parametry systému šestý den experimentu

\dot{Q} [l/min]	p [mbar]	t [°C]	E_{sklo} [lx]	E_{zdroj} [lx]
0,61	176,78	20,77	3399	4731

6.3.6 Den sedmý

Poslední den kultivačního procesu dosáhl průtok spalin nejnižší hodnoty, byl tedy následně opraven a navýšen o přibližně 1,78 l/min. Tlak spalin byl téměř stejný jako šestý den a teplota se po celou dobu experimentu měnila pouze v rozmezí desetin °C (viz Tab. 6.13).

Tab. 6.13 Parametry systému naměřené sedmý den experimentu

\dot{Q} [l/min]	p [mbar]	t [°C]	E_{sklo} [lx]	E_{zdroj} [lx]
0,38 → 2,16*	175	20,58	3399	4731

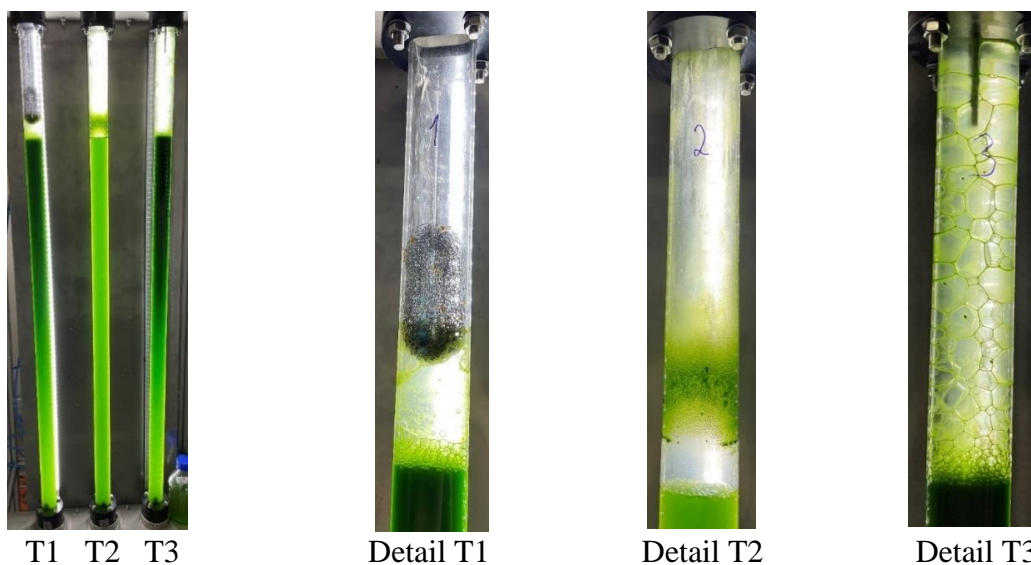
* V průběhu kultivace byla provedena korekce průtoku spalin, kdy došlo k jeho navýšení z průměrné hodnoty 0,38 m³/min na průměrnou hodnotu 2,16 m³/min.

Na rozdíl od ostatních dnů došlo ze čtvrtého na sedmý den k poklesu intenzit světla ve všech trubicích a zkoumaných místech. V Tab. 6.14 je vidět, že nejnižší hodnota byla naměřena v T3 pod hladinou kapaliny.

Tab. 6.14 Intenzity světla měřené v definovaných místech pro jednotlivé trubice – den sedmý

Intenzita [lx]	Dole	Uprostřed	Pod hladinou	Nad hladinou
Trubice 1	419	64	15	2627
Trubice 2	261	314	314	373
Trubice 3	377	53	8	2610

Tento den byl již poznat markantní rozdíl mezi barvou suspenze v T2, která byla světle zelená, a tmavě zelenými suspenzemi v T1 a T3. Zmíněná odlišnost je dominantním prvkem Obr. 6.13 vlevo. Kromě rozdílného zbarvení kapalin s mikrořasami nastal rozdíl i ve struktuře pěny v T1 oproti předešlým dnům (viz Obr. 6.13 Detail T3). Ta připomínala strukturu pěny popsanou již dříve – viz Den druhý (Obr. 6.8 Detail T2).



Obr. 6.13 Pohled na trubice fotobioreaktoru – den sedmý

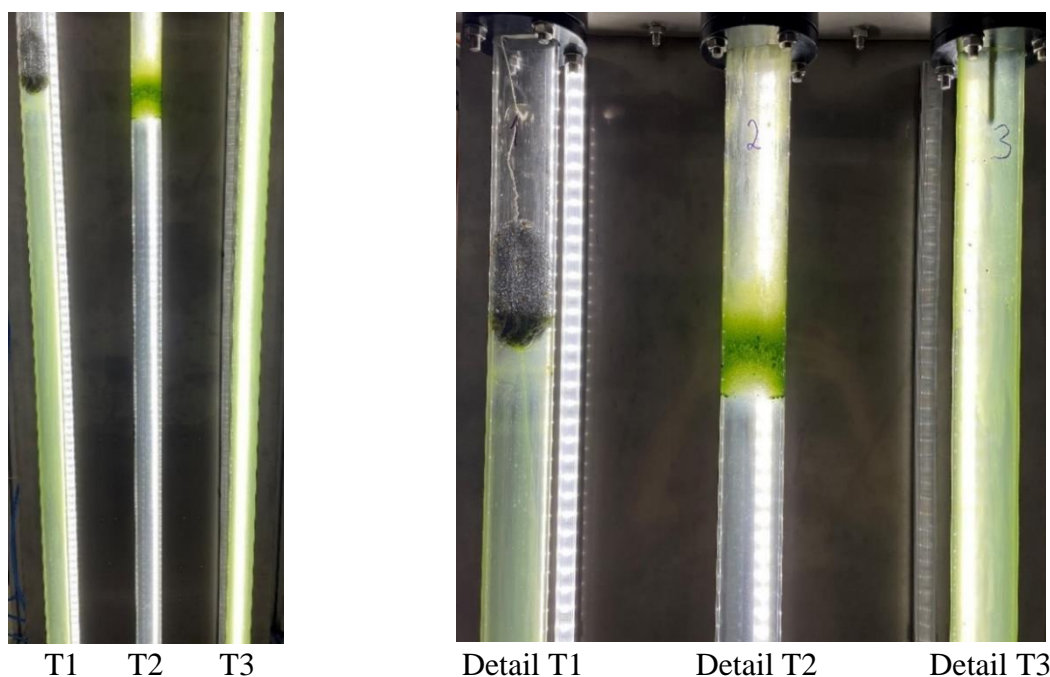
6.3.7 Ukončení experimentu

Po ukončení kultivačního procesu bylo živné médium s mikrořasami z trubic vypuštěno. Následující Tab. 6.15 uvádí hodnoty intenzity osvětlení, které byly měřeny v místě dříve definovaném jako uprostřed. Nejvyšší hodnota byla naměřena v T2, což může být poněkud překvapivé. Na Obr. 6.14 je vidět, že v T2 jsou nánosy usazené primárně v oblasti jejího horního konce, nikoliv v oblasti původně smáčené kapalinou. Opačně je tomu v případě T1, kde je

biofilmem pokryt povrch od spodního konce trubice až po spodní část membrány (tedy převážně v oblasti dříve smáčené kapalinou). Poslední trubice, třetí, je zanesená po celé své výšce.

Tab. 6.15 Tabulka hodnot intenzit světla naměřených po vypuštění trubic v místě již dříve specifikovaném jako uprostřed

Intenzita světla [lx]	T1	T2	T3
Uprostřed	3388	3774	3143



Obr. 6.14 Pohled na trubice po jejich vypuštění

Stanovení pH a turbidity

Na konci kultivačního procesu bylo stanoveno pH a turbidita (případně kalnost)²² jednotlivých suspenzí pomocí přístroje Vernier LabQuest Mini (viz Obr. 6.15). Vzorek se z trubic odebral v momentě, kdy byla kapalina s mikrořasami téměř vypuštěná. Cílem bylo zjistit tyto hodnoty, a především pak turbiditu, v místě pod hladinou kapaliny, kde byla koncentrace mikrořas v médiu nejvyšší.

²² Turbidita (případně kalnost) definuje množství jak organických, tak i anorganických částic na jednotkovou plochu kapaliny [59]



Obr. 6.15 Zařízení Vernier LabQuest Mini s příslušnými součástkami pro měření pH (vlevo) a měření turbidity (vpravo)

Při zjišťování turbidity bylo potřeba suspenzi zředit demineralizovanou vodou (demivodou). Při měření nezředěné suspenze byla totiž hodnota turbidity nad maximální hranicí, kterou bylo zařízení schopné změřit. V prvním kroku byl tedy vzorek zředěn v poměru 1 díl suspenze ku 1 dílu demivody. I v tomto případě však byla koncentrace mikrořas v kapalině příliš vysoká a bylo přistoupeno k druhému kroku ředění. Suspenze ku demivodě nakonec odpovídala poměru 1:3. Výsledky měření byly určeny pro takto zředěný vzorek.

Stanovené hodnoty pH a turbidity jsou uvedeny v Tab. 6.16. Výsledky pH jsou ve všech třech trubicích podobné. To však nelze konstatovat o hodnotách turbidity. V T2 byla ve srovnání s T1 a T3 výrazně nižší.

Tab. 6.16 Hodnoty pH a turbidity měřené na konci experimentu v jednotlivých trubicích

Trubice	T1	T2	T3
pH [–]	7,54	7,29	7,65
Tu [NTU]	426,85	242,48	456,71
Tu_{přepočet} [NTU]	1707,40	969,92	1826,84

Kde pH [–] je hodnota pH živného média měřená na konci experimentu,

Tu [NTU] je turbidita suspenze na konci experimentu

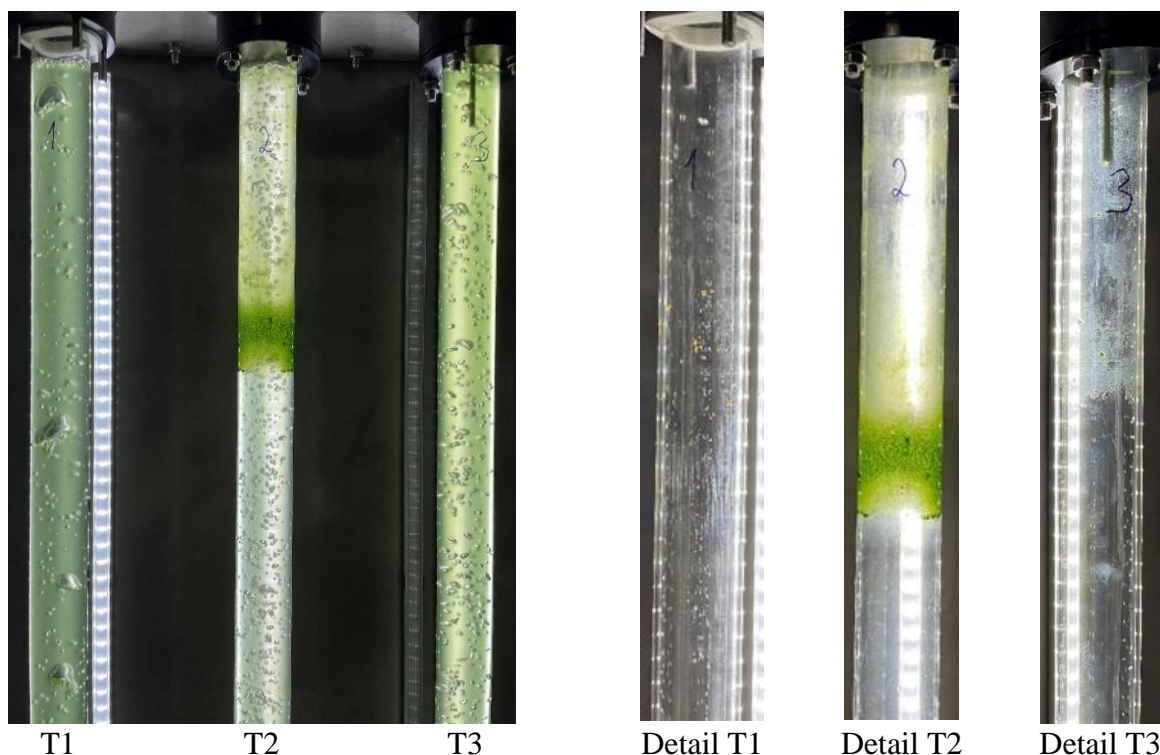
$Tu_{přepočet}$ [NTU] je hodnota turbidity přepočítaná pro nezředěnou suspenzi.

6.4 Čištění fotobioreaktoru

Finálním krokem kultivačního procesu bylo čištění fotobioreaktoru. Jednak bylo díky tomu možné porovnat, jak obtížné či jednoduché čištění trubic s různými nebo žádnými eliminačními prvky je, avšak bylo to nezbytné i z hlediska přípravy fotobioreaktoru pro další kultivaci.

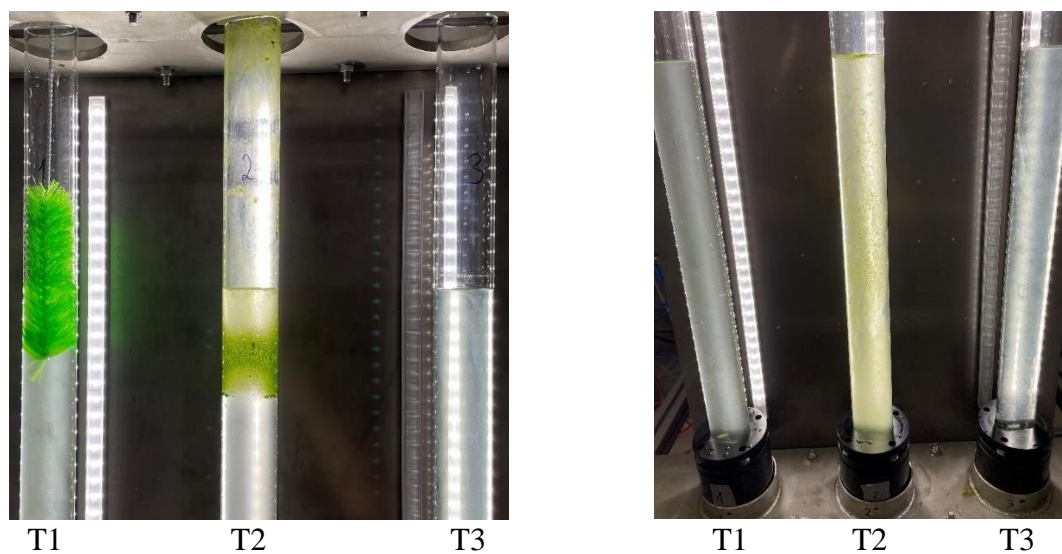
Čištění bylo provedeno třemi způsoby aplikovanými ve všech trubicích. Nejdřív byly napuštěny vodou s kyselinou citronovou, smíchané v poměru 100 g kyseliny na 7 l vody, jednalo se tedy o chemické čištění. Roztok se v zařízení nechal několik hodin probublávat (viz Obr. 6.16 vlevo). Tato varianta efektivně odstranila nánosy z T1 (viz Obr. 6.16 Detail T1), avšak v T2 usazeniny zůstaly (viz Obr. 6.16 Detail T2) a v T3 byly vyčištěny jen částečně (viz Obr. 6.16 Detail T3). Následoval tedy způsob mechanický, ke kterému byla použita štetka. Díky ní bylo možné odstranit skvrny rzi v T1 (které se vytvořily v místech styku drátěnky s mokrou stěnou

T1 v průběhu kultivace) a zbylé usazeniny v T2 a T3, které nedokázala chemická varianta vyčistit. Zařízení se však v případě mechanického čištění muselo rozebrat, což zvyšuje časovou náročnost procesu.



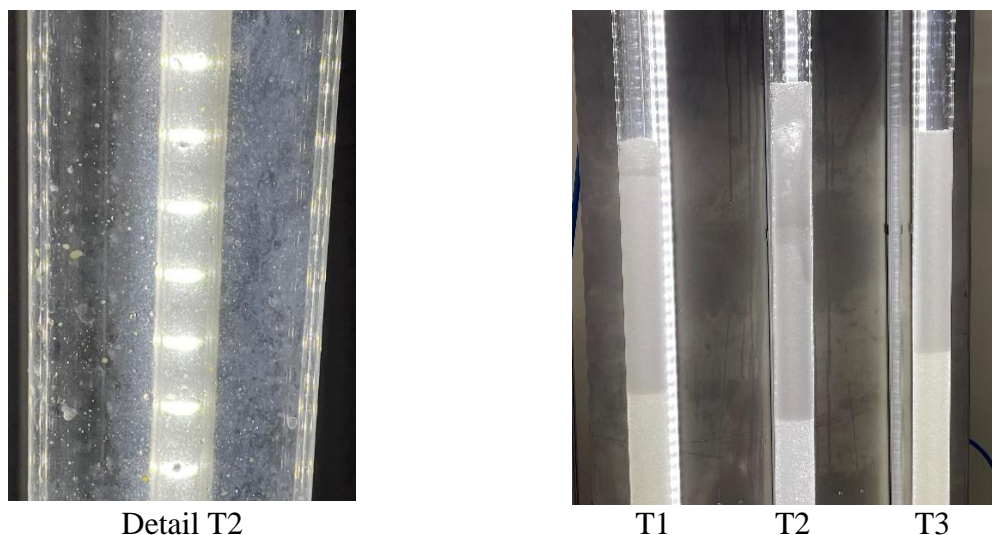
Obr. 6.16 Trubice během a po chemickém čištění

Na následujícím Obr. 6.17 je vyfocen způsob použití štětky a také je zde uvedena fotografie vody v jednotlivých trubcích, která byla zanesena mechanicky odstraněnými usazeninami z vrchního konce trubice. V T2 je bezpochyby voda nejšpinavější, tedy obsahuje nejvíc usazenin.



Obr. 6.17 Trubice během a po mechanickém čištění

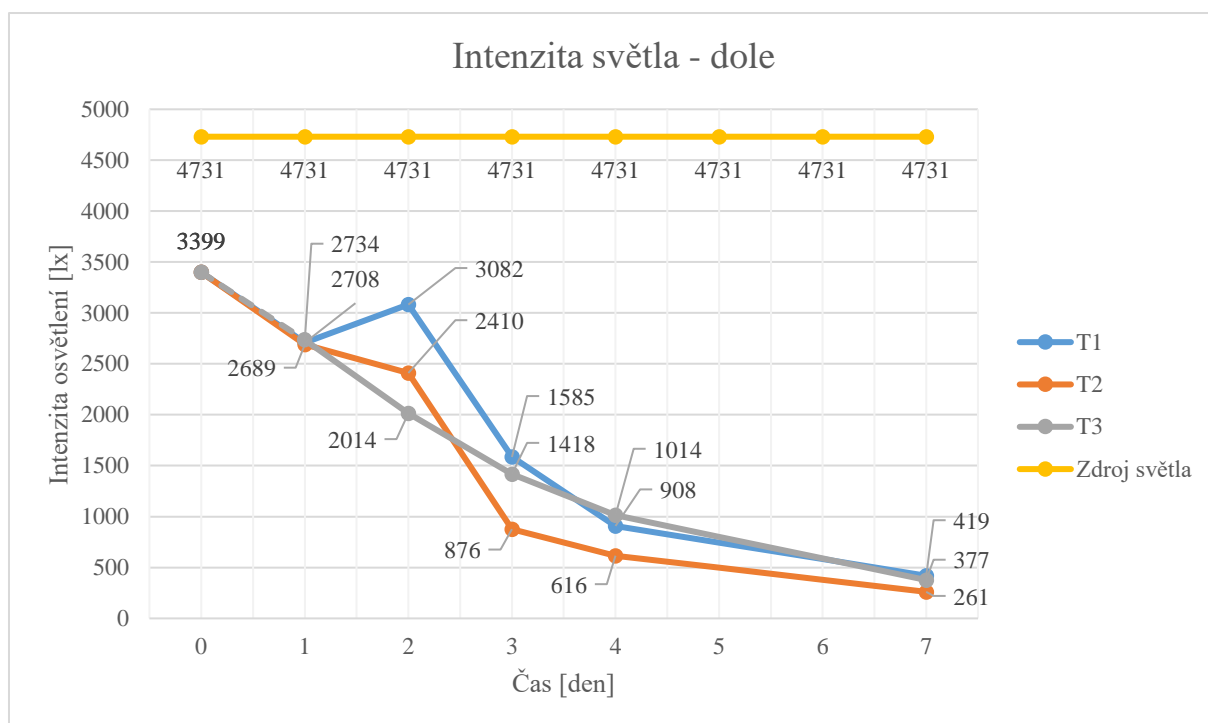
Obzvlášť problematická pak byla T2, na jejímž vnitřním povrchu nebyla zcela redukována mastnota (viz Obr. 6.18 vlevo). Protože štetka byla krátká, nebylo možné pomoci ní vyčistit trubici po celé její výšce. Z toho důvodu bylo přistoupeno k třetí fázi čištění, opět na chemické bázi. Do trubic byla napuštěna voda s Jarem, se snahou vnitřní povrch T2 odmastit. Roztok se opět nechal chvíli probublávat (viz Obr. 6.18 vpravo). Na závěr se trubice vypustily a řádně propláchly demivodou, aby v nich nezůstaly zbytky použité čisticí látky.



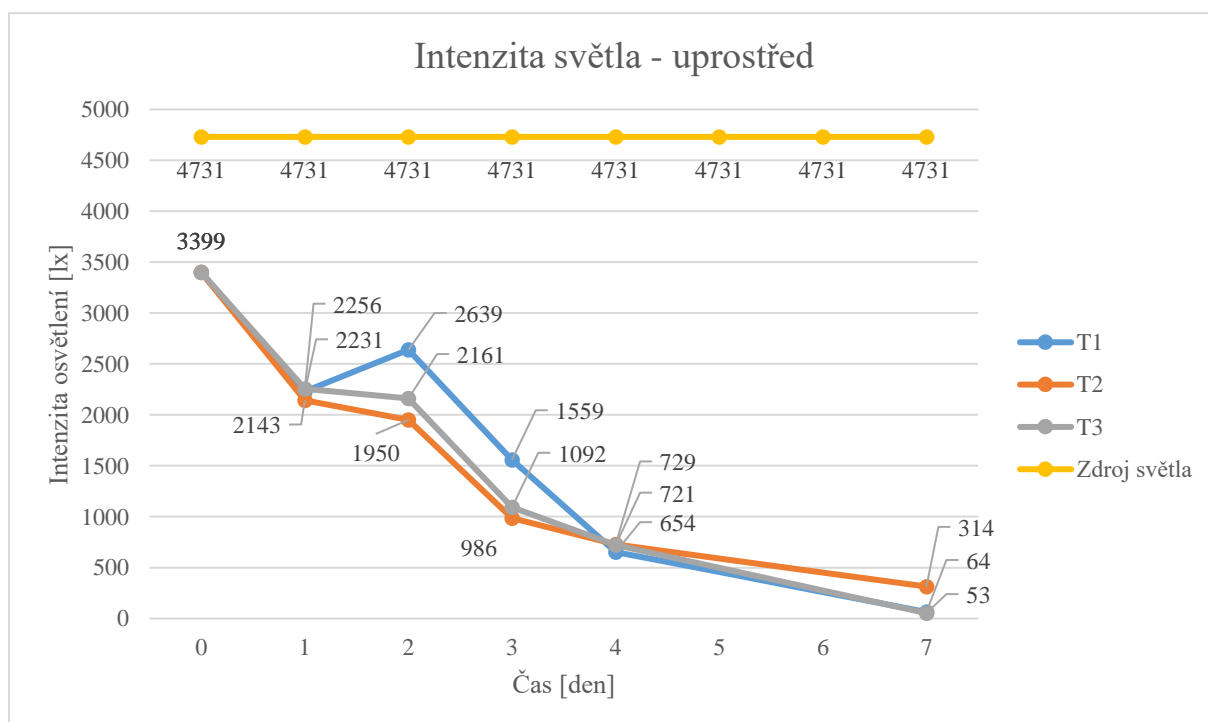
Obr. 6.18 Pohled na T2 (vlevo), chemické čištění trubic Jarem (vpravo)

6.5 Srovnání naměřených intenzit osvětlení

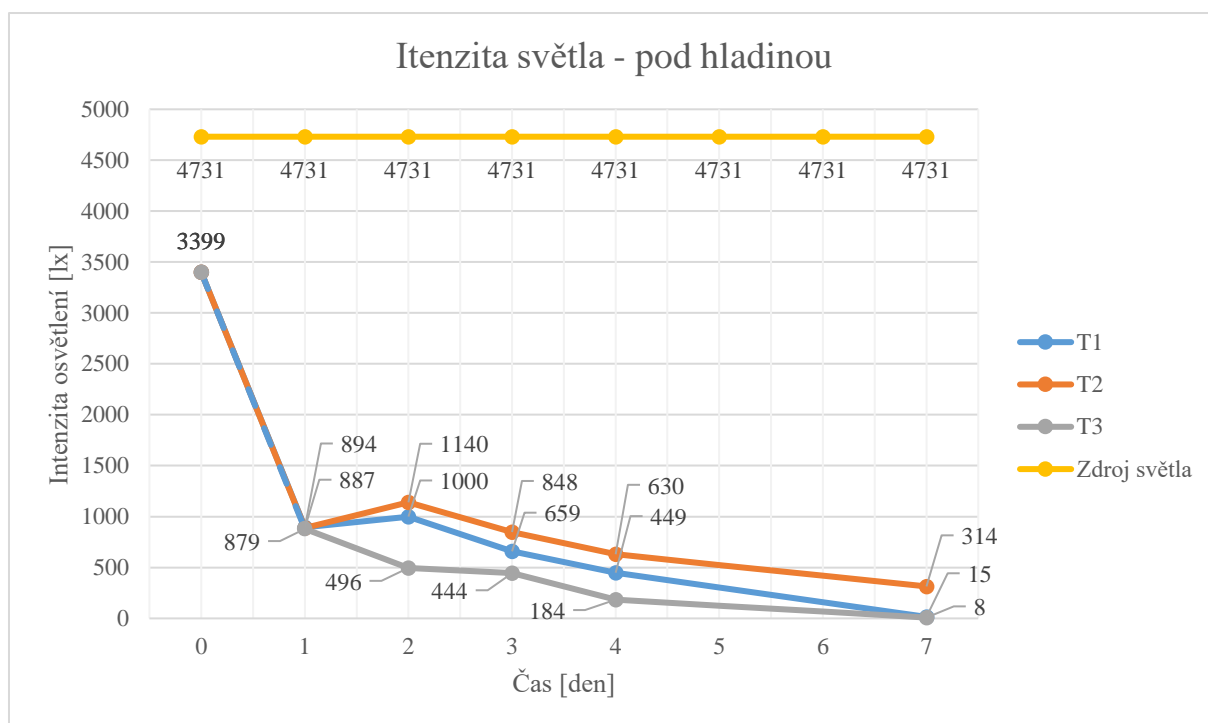
Zjištěné intenzity osvětlení pro T1, T2 a T3 jsou znázorněny v následujících grafech. Obr. 6.19 slouží ke srovnání hodnot v místě trubice definovaném jako dole, Obr. 6.20 v místě uprostřed, Obr. 6.21 pod hladinou kapaliny a Obr. 6.22 nad hladinou kapaliny.



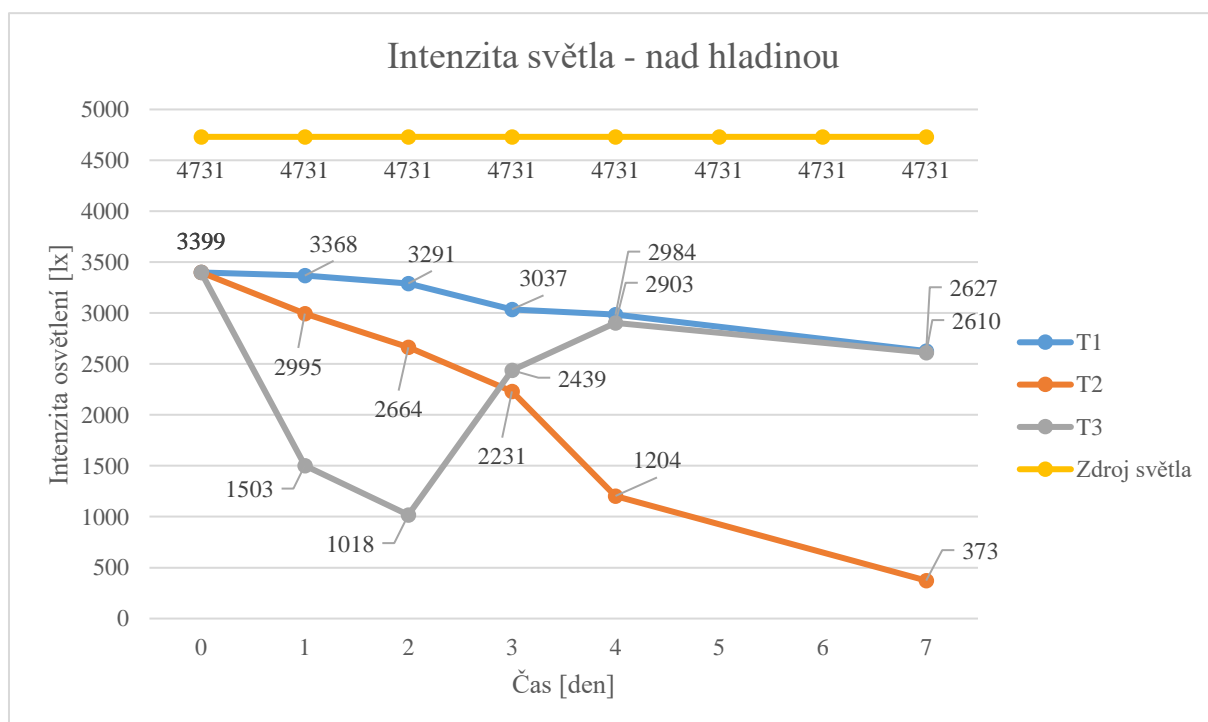
Obr. 6.19 Intenzita světla měřená v dolní oblasti kapaliny v průběhu experimentu



Obr. 6.20 Intenzita světla měřená uprostřed kapaliny v průběhu experimentu



Obr. 6.21 Intenzita světla měřená pod hladinou kapaliny v průběhu experimentu



Obr. 6.22 Intenzita světla měřená nad hladinou kapaliny v průběhu experimentu

7 Diskuse

Na základě výsledků měření, uvedených v praktické části této práce, lze zhodnotit funkčnost a použitelnost mechanické membrány a oleje, jakožto chemického prevence pění. Dále lze určit vliv nánosů na intenzitu světla, která ve velké míře ovlivňuje růst mikrořas.

Trubice T1

V trubici T1 s mechanickou zábranou bylo pění úspěšně zadrženo spodním koncem drátěnky. Ačkoliv po celou dobu k tvorbě bublin docházelo, nedostala se pěna k hornímu konci trubice. Tímto se zabránilo zanesení vzduchovacího okruhu a případně dalších zařízení zapojených v systému, například do analyzátoru spalin. Navíc díky tomu zůstal vnitřní povrch trubice, který nebyl smáčený kapalinou, z větší části čistý. Jediným nežádoucím prvkem byla rez, která se vyskytla na některých částech drátěnky. Rezavé skvrny zůstaly i na stěnách trubice. Tento problém byl při dalším použití trubicového fotobioreaktoru vyřešen užitím plastových drátének, které rzi nepodlehnu.

Co se týče čištění T1, chemický způsob provedený vodou smíchanou s kyselinou citronovou dokázal vnitřní povrch od nánosů efektivně vyčistit. V oblasti styku mechanické membrány se skleněnou trubicí však zůstaly malé skvrny rzi, které byly následně vyčištěny mechanicky použitím štetky. Poslední fáze čištění provedená chemickým způsobem za použití čistícího prostředku na nádobí byla v rámci této trubice nepotřebná, nicméně z důvodu vzájemného propojení trubic proběhla.

Z hlediska použitelnosti tohoto řešení je drátěnka shledána jako vhodná forma eliminace pění. Díky ní nebyla ovlivněna produkce mikrořas (tvrzení je založeno na zjištěné hodnotě turbidity 1707,4 NTU, což bylo srovnatelné s hodnotou turbidity v T3 rovné 1826,84 NTU). Usazeniny vznikaly v malé míře a čištění trubice bylo nejsnazší. Intenzita světla nad hladinou kapaliny byla ze všech tří trubic nejméně omezena. V porovnání s průměrnou intenzitou světla E_{zdroj} o hodnotě 4731 lx klesla sedmý den měřená intenzita světla nad hladinou kapaliny přibližně o 44,47 % (na hodnotu 2627 lx). Vůči optimální hodnotě 3783,78 lx činil rozdíl v této části 30,57 % a v oblasti uprostřed kapaliny po vypuštění trubic odpovídala intenzita osvětlení 89,54 % optimální hodnoty.

Trubice T2

V této trubici byla otestována chemická prevence vzniku pění. Jelikož původní množství (3 kapky) slunečnicového oleje nebylo dostačující, aby potlačilo vznik pěny, bylo druhý den do kapaliny přidáno dalších přibližně 10 kapek. Bezprostředně po přidání oleje k eliminaci pění nedošlo, nicméně další den byl její účinek prokazatelný. Bublin se na hladině kapaliny tvořilo minimum. Problém však nastal s mastnými nánosy mikrořas, které sahaly až k vrchnímu konci trubice. Ačkoliv byl tedy potlačen vznik pěny, trubice byla ve velké míře zanesená.

Čištění této trubice bylo zvláště obtížné. Chemické čištění kyselinou citronovou nedokázalo mastnotu zcela odstranit. Nejvíce zanesená vrchní část trubice byla mechanicky čištěna již zmíněnou štetkou. Ve srovnání s T1 trvalo čištění podstatně déle. Navíc mastnota ulpěla po celé výšce trubice, kam se se štetkou už dosáhnout nedalo. Z toho důvodu proběhla třetí fáze čištění, kdy se trubice napustily vodou s Jarem, aby se povrch lépe odmastil. I přes to v trubici zůstaly

známky mastnoty. Možným řešením by bylo použití agresivnějšího chemického činidla, jako je například peroxid vodíku. Pokud by ovšem na vnitřním povrchu fotobioreaktoru zůstaly jeho zbytky, mohlo by dojít k negativnímu dopadu na růst řas kultivovaných při dalším použití zařízení. Peroxid vodíku byl tedy jako čisticí prostředek vyloučen.

Nelze konstatovat, že by použití oleje v oblasti kultivace mikrořas v trubicových fotobioreaktorech mělo potenciál. Z dříve uvedených fotografií je patrné, že došlo k nežádoucí reakci oleje buďto se spalinami, nebo přímo se samotnými mikrořasami. Suspenze v T2 byla na konci experimentu znatelně světlejší zelená oproti dalším dvěma trubicím s tmavě zelenou suspenzí. Chemický rozbor média však nebyl proveden. Za účelem zjištění výtěžku mikrořas byla měřena turbidita suspenze. Ta byla ve srovnání s turbiditou v T3 a T1 téměř poloviční a její hodnota odpovídala 969,92 NTU. Zda bylo olejem ovlivněno i pH média nelze jednoznačně posoudit. Ačkoliv byla jeho hodnota 7,29 nejnížší ze všech tří hodnot zkoumaných suspenzí, bylo pH nejvíc přiblíženo k optimální hodnotě stanovené pro mikrořasu *Chlorella pyrenoides* Chick (IPPAS C2), která odpovídá rozmezí 6-7.

Intenzita světla měřená nad hladinou kapaliny byla v tomto případě nejvíce omezena. Procentuální vyjádření hodnoty naměřené luxmetrem sedmý den experimentu odpovídá 7,88 % hodnoty E_{zdroj} . Pokles tedy činil 92,12 %. Ve srovnání s optimální hodnotou 3783,78 lx byl rozdíl 90,14 % a v případě intenzity měřené uprostřed kapaliny po jejím vypuštění rozdíl činil 0,26 %. Navzdory tomuto příznivému výsledku je, s uvažováním problematičnosti čištění T2 a nízkému výtěžkem biomasy, použití oleje (tedy chemické prevence) shledáno za nevhodné.

Trubice T3

Tato trubice sloužila jako srovnávací, jelikož v ní nebyly použity žádné přídavné eliminační prvky. K pění docházelo ve velké míře a bubliny postupovaly od hladiny kapaliny až k vrchnímu konci trubice. V tomto případě nebylo nijak zamezeno vstupu pěny do trubiček pro cirkulaci spalin, nicméně k jejich zanesení, případně i zanesení nánosů do jiných částí systému, nedošlo.

Vnitřní povrch trubice byl po vypuštění pokryt zeleným povlakem, a to po celé její výšce. Po chemickém čištění kyselinou citronovou zůstal v horní části T3 povlak, který byl odstraněn mechanicky – štetkou. Náročnost tohoto čištění se dá vyhodnotit jako střední, přičemž nejjednodušší bylo vyčistit T1 a nejnáročnější T2. Finální krok čištění trubice byl proveden vodou s Jarem, nebyl ovšem nutný, jelikož trubice byla i tak dostatečně čistá.

Průběh poklesu a vzrůstu intenzity světla nad hladinou kapaliny byl poněkud překvapivý. V prvních dvou dnech došlo k jejímu razantnímu poklesu, poté však začala rapidně narůstat. Důvodem mohl být aktuální stav bublin a rozptýlení buněk mikrořas v pění a na povrchu trubice (což podléhalo neustálým změnám) v konkrétním místě, kde měření proběhlo. Tedy byla-li struktura bublin jemná a v pění se vyskytlo velké množství mikrořas na malé ploše (jak to bylo například první den několik hodin po uvedení fotobioreaktoru do provozu), pak bylo světlo pěnou pohlceno a rozptýleno znatelně víc. Pokud ovšem byly bubliny větších rozměrů a mikrořasy byly rozptýleny na větší ploše, bylo světlo pohlceno a rozptýleno v menší míře a k senzoru luxmetru se tak dostalo o vyšší intenzitě (příkladem může být den třetí). Dalším důvodem mohou být i nepřesnosti měření či samotného luxmetru, které mohly výsledky do jisté míry zkreslit.

Poslední, sedmý, den byla naměřená intenzita světla v místě nad kapalinou velice podobná zjištěné hodnotě v T1 a odpovídala 2610 lx. Procentuální vyjádření v porovnání s intenzitou světla E_{zdroj} (4731 lx) pak vychází o asi 44,83 % nižší. Pro případ optimální hodnoty 3783,78 lx je rozdíl roven 31,02 % a v místě uprostřed kapaliny po jejím vypuštění je rozdíl činil 16,93 %.

Možnosti budoucí práce

Jak již bylo zmíněno, v případě membrány v podobě drátěnky (tedy mechanické zábrany) bylo dosaženo příznivých výsledků a jejich potenciál je nepochybně velký. Jediným negativem byla tvorba rzi, čemuž je možné předejít použitím materiálu nepodléhajícího korozi. Příkladem tedy může být membrána vyrobená z plastu, namísto kovové. Kromě jiných druhů materiálu je možné testovat vliv různých typů a hustot membrán. Tento výzkum by vyžadoval další experimentální měření. Ta však z technických a časových důvodů nebylo možné provést a mohou tedy posloužit jako námět pro budoucí práce.

Závěr

Na základě stanovených cílů této práce byla věnována její značná část seznámení se s oblastí kultivace mikroskopických řas, položení teoretického základu pro téma fotobioreaktory, zejména pak trubicové fotobioreaktory, a v neposlední řadě problematice spojené s tvorbou nánosů na jejich vnitřním povrchu. Provedená rešerše umožnila stanovit, který ze základních kultivačních parametrů je usazeninami ovlivněn v největší míře. Jedná se o osvětlení, konkrétně pak o jeho intenzitu, která je suspenzi dostupná a fotosynteticky využitelná jednotlivými buňkami mikrořas.

Teoretické poznatky byly aplikovány při návrhu řešení eliminace tvorby nánosů u zařízení vyvíjeného na Ústavu procesního inženýrství. Vertikální trubicový fotobioreaktor, využívající airlift systém pro výměnu plynů, vykazoval značnou míru pěnění, následkem čeho docházelo k zanášení trubic a omezení intenzity světla pronikající do těchto trubic. Za účelem eliminace tvorby usazenin byla otestována drátěnka, jakožto mechanická zábrana, a slunečnicový olej, jehož princip byl na bázi chemické prevence vzniku pěny.

Přestože slunečnicový olej o výsledném množství 13 kapek svůj primární účel splnil – účinně potlačil vznik pěny – jeho použití při kultivaci mikrořas v trubicových fotobioreaktorech není účelné. Nežádoucím jevem, ke kterému v trubici s prevencí došlo, bylo vytvoření nánosu na vnitřním skleněném povrchu trubice, který omezil intenzitu světla víc než nánosy vzniklé pěněním. V části nad hladinou kapaliny klesla intenzita osvětlení naměřená sedmý den experimentu o 92,12 % vůči definované veličině E_{zdroj} o hodnotě 4731 lx. Došlo tedy k jejímu radikálnímu poklesu, kdy omezená intenzita není zdaleka dostatečným a optimálním zdrojem pro efektivní růst mikroskopické řasy *Chlorella pyrenoides* Chick (IPPAS C2), která byla pro kultivaci použita. Nehledě na problém s razantním poklesem zisku biomasy, jež pravděpodobně olej zapříčinil, v porovnání s výtěžkem z ostatních trubic. V neposlední řadě byla velkým negativem problematičnost s vyčištěním této trubice.

Zcela odlišných výsledků bylo dosaženo v případě mechanické membrány. Ta dokázala pění omezit a udržet jej pouze v části mezi hladinou kapaliny a samotnou drátěnkou. Díky tomu nedošlo k zanesení vzduchovacího okruhu a dalších zařízení, která byla v systému zapojena. Tento fakt je nespornou výhodou. Navíc vrchní část trubice zůstala čistá, což je z hlediska jejího následného čištění prospěšné. Výtěžek biomasy nebyl drátěnkou nijak ovlivněn a jediným nedostatkem byla tvorba rzi. Výhodiskem pro tento nežádoucí jev je použití plastové drátěnky, namísto kovové. V oblasti nad hladinou kapaliny pak intenzita osvětlení dosahovala nejlepších výsledků v porovnání s hodnotami z dalších dvou trubic a pokles vůči E_{zdroj} činil přibližně 44,47 %.

Biofilm pod hladinou kapaliny byl v průběhu kultivace redukován probubláváním spalin, tedy vlivem hydrodynamických podmínek. Nicméně při vypouštění trubic ulpěl i v této části povrchu světle zelený povlak. Rozdílem pro jednotlivé zkoumané trubice pak bylo rozmezí, ve kterém nečistoty zůstaly. V trubici s drátěnkou se jednalo o část od spodního konce trubice po spodní část membrány, přičemž horní konec trubice zůstal čistý. Jinak to bylo v trubici bez eliminačního prvku, ve které zůstal povlak po celé její výšce, tedy včetně nánosů vzniklých pěněním. Ačkoli tento povlak neomezil intenzitu světla ve velké míře, pokud by nedošlo k jeho vyčištění po ukončení experimentu a nánosy by v trubici zaschly, ovlivnilo by to další kultivační proces. Z naměřených intenzit světla v místech pod hladinou, uprostřed a dole je očividné, že nejvíc koncentrovaná část suspenze se nachází přibližně v horní polovině kapaliny.

V této části je tedy žádoucí zajistit nejlepší možnou intenzitu osvětlení, které lze dopomoci právě čistými trubicemi na začátku každého kultivačního procesu provedeném ve zkoumaném fotobioreaktoru.

Nalézt efektivní řešení eliminace tvorby nánosu mikrořas je jednoznačně výzvou pro každý kultivační proces. Nelze stanovit univerzální způsob, který by optimálně fungoval pro všechna kultivační zařízení, a vyhodnocení tedy musí proběhnout pro jednotlivé a specifické systémy individuálně. Není však pochyb, že usazeniny ve fotobioreaktorech mohou rapidně snižovat fotosyntetickou účinnost mikrořas, a tím i celkovou účinnost kultivace. V případě vertikálního trubicového fotobioreaktoru zkoumaného v praktické části této práce bylo vhodné řešení – za použití membrány v podobě drátěnky – nalezeno a na jeho základě byl proces kultivace zefektivněn.

Seznam použitých zdrojů

- [1] SOCIETY, National Geographic. biomass energy. *National Geographic Society* [online]. 19. listopad 2012 [vid. 2021-03-04]. Dostupné z: <http://www.nationalgeographic.org/encyclopedia/biomass-energy/>
- [2] BUDIŠ, Marek. *Energetické využití biomasy* [online]. [vid. 2021-03-04]. Brno, 2011. Bakalářská práce. Vysoké učení technické v Brně, Fakulta strojního inženýrství. Dostupné z: https://www.vutbr.cz/www_base/zav_prace_soubor_ve-rejne.php?file_id=40314
- [3] KHAN, Muhammad Imran, Jin Hyuk SHIN a Jong Deog KIM. The promising future of microalgae: current status, challenges, and optimization of a sustainable and renewable industry for biofuels, feed, and other products. *Microbial Cell Factories* [online]. 2018, **17**(1), 36. ISSN 1475-2859. Dostupné z: doi:10.1186/s12934-018-0879-x
- [4] *Mikrořasy_solární továrna v jedné buňce.pdf* [online]. [vid. 2021-03-07]. Dostupné z: https://www.alga.cz/UserFiles/mstefanova/files/Mikro%C5%99asy_sol%C3%A1rn%C3%AD%20tov%C3%A1rna%20v%20jedn%C3%A9%20bu%C5%88ce.pdf
- [5] MOTY-OPTIK, Miloš Motejl. Zvětšení lupy, dioptrie a lidské oko | dalekohledy-mikroskopy.cz. www.dalekohledy-mikroskopy.cz [online]. [vid. 2021-03-22]. Dostupné z: <https://www.dalekohledy-mikroskopy.cz/advisor/levne-kvalitni-lupy-jak-funguji-lupy-zvetseni-lupy-lidske-oko-dioptrie>
- [6] Světelná mikroskopie. 2. *lékařská fakulta Univerzity Karlovy* [online]. [vid. 2021-03-22]. Dostupné z: <https://www.lf2.cuni.cz/files/page/files/2016/mikroskop.pdf>
- [7] Stavba buňky. *Gymnázium Milady Horákové* [online]. [vid. 2021-05-19]. Dostupné z: http://gymh.cz/vyuka/biologie/prehledy/1uvo_2_bunka.pdf
- [8] About Microalgae. *NoMorFilm* [online]. 2015 [vid. 2021-03-04]. Dostupné z: <http://www.nomorfilm.eu/about-microalgae>
- [9] HÁJEK, Z. *Výzkum zařízení pro úpravu mořské vody a další aplikace* [online]. [vid. 2021-05-19]. Brno, 2014. Dizertační práce. Vysoké učení technické v Brně, Fakulta strojního inženýrství. Dostupné z: <https://dspace.vutbr.cz/bitstream/handle/11012/30784/final-thesis.pdf?sequence=17>
- [10] POLÍVKA, Petr, Alena ŠEVCŮ. Oblasti vlivu mikroorganismů na hlubinné úložiště radioaktivních odpadů. [online]. [vid. 2021-05-19]. Hustopeče u Brna. 19. březen 2015. Dostupné z: <http://www.mind15.eu/wp-content/uploads/2015/06/039-Polivka-Sevcu-MO.pdf>
- [11] *Biochemie - vzdělávací portál, Traveni* [online]. [vid. 2021-03-07]. Dostupné z: <http://www.studiumbiochemie.cz/traveni.html>
- [12] *Optimization of microalgal growth and cultivation parameters for increasing bioenergy potential_ Case study using the oleaginous microalga Chlorella pyrenoidosa Chick*

- (IPPAS C2) / Elsevier Enhanced Reader [online]. [vid. 2021-03-15]. Dostupné z: doi:10.1016/j.algal.2019.101519
- [13] *anabolismus* [online]. [vid. 2021-03-08]. Dostupné z: https://vydavatelstvi-old.vscht.cz/knihy/uid_es-002_v1/hesla/anabolismus.html
- [14] *fotosynthesa oxygenní a anoxygenní* [online]. [vid. 2021-03-08]. Dostupné z: https://vydavatelstvi-old.vscht.cz/knihy/uid_es-002_v1/hesla/fotosynthesa_oxygenni_a_anoxygenni.html
- [15] *Microalgae - an overview (pdf) / ScienceDirect Topics* [online]. [vid. 2020-11-21]. Dostupné z: <https://www.sciencedirect.com/topics/earth-and-planetary-sciences/microalgae/pdf>
- [16] *Group of Ecophysiology of Microalgae (with IPPAS Collection)* [online]. [vid. 2021-05-19]. Dostupné z: <http://en.cellreg.org/About-us.php>
- [17] *21225791.pdf* [online]. [vid. 2021-03-04]. Dostupné z: <https://theses.cz/id/jn82ea/21225791>
- [18] SUKAČOVÁ, Kateřina, Diana BÚZOVÁ a Jan ČERVENÝ. Biphasic optimization approach for maximization of lipid production by the microalga *Chlorella pyrenoidosa*. *Folia Microbiologica* [online]. 2020, **65**(5), 901–908. ISSN 1874-9356. Dostupné z: doi:10.1007/s12223-020-00800-w
- [19] *Chlorella-pyrenoidosa.jpg (1050×949)* [online]. [vid. 2021-03-15]. Dostupné z: <http://antropocene.it/wp-content/uploads/2020/09/Chlorella-pyrenoidosa.jpg>
- [20] *Skripta ke cvičení z Obecné mikrobiologie, Cytologie a morfologie bakterií | Přírodovědecká fakulta Masarykovy univerzity* [online]. 2017 [vid. 2021-04-04]. Dostupné z: https://is.muni.cz/do/rect/el/estud/prif/js17/cviceni_mikrobiologie/web/pages/kultivace_mikroorganizmu.html
- [21] GRUBIŠIĆ, Marina, Mirela Ivančić ŠANTEK a Božidar ŠANTEK. Potential of Microalgae for the Production of Different Biotechnological Products. *Chemical & biochemical engineering quarterly* [online]. 2019, **33**(2), 161–181. ISSN 18465153, 03529568. Dostupné z: doi:10.15255/CABEQ.2019.1657
- [22] O., Pulz. Photobioreactors: production systems for phototrophic microorganisms. *Applied Microbiology and Biotechnology* [online]. 2001, **57**(3), 287–293. ISSN 0175-7598, 1432-0614. Dostupné z: doi:10.1007/s002530100702
- [23] ZELENÝ, David. Ekologické faktory v lese. *Masarykova univerzita, Přírodovědecká fakulta* [online]. [vid. 2021-05-19]. Dostupné z: https://www.sci.muni.cz/botany/rolecek/EkoLesa_Factory_David.pdf
- [24] HYNKOVÁ, Martina. *Životní funkce rostlin - fotorespirace* [online]. [vid. 2021-03-22]. Dostupné z: <http://absolventi.gymcheb.cz/2008/mahynko/fotorespirace.html>
- [25] *rozdeleni-prvku-2017_18.pdf* [online]. [vid. 2021-03-24]. Dostupné z: https://fvhe.vfu.cz/files/rozdeleni-prvku-2017_18.pdf

- [26] *Průmyslová biotechnologie - Gate2Biotech.cz* [online]. [vid. 2021-03-24]. Dostupné z: http://www.gate2biotech.cz/search/?search_type=segment_intro&search_segment=4.1
- [27] PEOPLEFORNET.CZ. *Co je to katalyzátor a jeho funkce* [online]. [vid. 2021-03-24]. Dostupné z: <https://www.zakruta.cz/magazin/rady-tipy-recenze/830/co-je-to-katalyzator-a-jeho-funkce/>
- [28] *Volné radikály* [online]. [vid. 2021-04-02]. Dostupné z: <https://vesmir.cz/cz/casopis/archiv-casopisu/2006/cislo-10/volne-radikaly.html>
- [29] TING, Han, Lu HAIFENG, Ma SHANSHAN, Yuanhui ZHANG, Liu ZHIDAN a Duan NA. Progress in microalgae cultivation photobioreactors and applications in wastewater treatment: A review. *International Journal of Agricultural and Biological Engineering* [online]. 2017, **10**(1), 1–29. ISSN 1934-6352. Dostupné z: doi:10.25165/ijabe.v10i1.2705
- [30] *Definice a význam Stripování* [online]. [vid. 2021-04-01]. Dostupné z: <https://www.vyznam-slova.com/Stripov%C3%A1n%C3%AD>
- [31] XU, Ling, Pamela J. WEATHERS, Xue-Rong XIONG a Chun-Zhao LIU. Microalgal bioreactors: Challenges and opportunities. *Engineering in Life Sciences* [online]. 2009, **9**(3), 178–189. ISSN 1618-2863. Dostupné z: doi:<https://doi.org/10.1002/elsc.200800111>
- [32] *Chemická vazba.pdf* [online]. [vid. 2021-04-04]. Dostupné z: <http://www.e-chem-book.eu/cz/obecna-chemie/Chemicka-vazba.pdf>
- [33] *Algal raceway pond with aeration system / Celeritus Engineering, Supplier and Manufacturer CTM, CTM-Ramol Road, CTM, Ahmedabad, Gujarat, India, 382449* [online]. [vid. 2021-04-08]. Dostupné z: <https://connect2india.com/Celeritus-Engineering/3168522/products/algal-raceway-pond-with-aeration-system/213360066>
- [34] Fig. 18.2 Schematic diagram of raceway pond (RP) for algal biomass... *ResearchGate* [online]. [vid. 2021-04-08]. Dostupné z: https://www.researchgate.net/figure/Schematic-diagram-of-raceway-pond-RP-for-algal-biomass-production_fig2_268147304
- [35] *Výkladový slovník - Atlas* [online]. [vid. 2021-03-16]. Dostupné z: <https://www.agromannual.cz/cz/atlas/vykladovy-slovník/axenicka-kultura&asort=>
- [36] CHINI ZITTELLI, Graziella, Liliana RODOLFI, Niccolo BASSI, Natascia BIONDI a Mario TREDICI. Photobioreactors for Microalgal Biofuel Production. In: *Algae for Biofuels and Energy* [online]. 2013, s. 115–131. ISBN 978-94-007-5478-2. Dostupné z: doi:10.1007/978-94-007-5479-9_7
- [37] UGWU, C. U., H. AOYAGI a H. UCHIYAMA. Photobioreactors for mass cultivation of algae. *Bioresource Technology* [online]. 2008, **99**(10), 4021–4028. ISSN 0960-8524. Dostupné z: doi:10.1016/j.biortech.2007.01.046

- [38] PŁACZEK, Małgorzata, Agnieszka PATYNA a Stanisław WITCZAK. Technical evaluation of photobioreactors for microalgae cultivation. *E3S Web of Conferences* [online]. 2017, **19**, 02032. ISSN 2267-1242. Dostupné z: doi:10.1051/e3sconf/20171902032
- [39] HANAFIZADEH, Pedram a Babak GHORBANI. Review study on airlift pumping systems. *Multiphase Science and Technology* [online]. 2012, **24**, 323–362. Dostupné z: doi:10.1615/MultScienTechn.v24.i4.30
- [40] Figure 4.6 Horizontal tubular photobioreactor microalgae cultivation... *ResearchGate* [online]. [vid. 2021-04-14]. Dostupné z: https://www.researchgate.net/figure/Horizontal-tubular-photobioreactor-microalgae-cultivation-system-and-biorefinery-at_fig31_327750644
- [41] Figure-2 Schematic diagram of tubular photobioreactor with parallel run... *ResearchGate* [online]. [vid. 2021-04-14]. Dostupné z: https://www.researchgate.net/figure/Figure-2-Schematic-diagram-of-tubular-photobioreactor-with-parallel-run-horizontal-tubes_fig2_281582350
- [42] VERMA, Ashwani. New Study Shows How Microalgae Could be Crucial to Circular Economy. *Benison Media* [online]. 24. únor 2021 [vid. 2021-04-29]. Dostupné z: <https://benisonmedia.com/new-study-shows-how-microalgae-could-be-crucial-to-circular-economy/>
- [43] *Vertical tubular photobioreactor* [online]. [vid. 2021-04-29]. Dostupné z: https://financialtribune.com/sites/default/files/field/image/17january/14_europe_7.jpg
- [44] SLEGGERS, P. M., P. J. M. VAN BEVEREN, R. H. WIJFFELS, G. VAN STRATEN a A. J. B. VAN BOXTEL. Scenario analysis of large scale algae production in tubular photobioreactors. *Applied Energy* [online]. 2013, **105**, 395–406. ISSN 0306-2619. Dostupné z: doi:10.1016/j.apenergy.2012.12.068
- [45] Effect of hydrodynamics on the formation and removal of microalgal biofilm in photobioreactors. *Biosystems Engineering* [online]. 2020, **200**, 315–327. ISSN 1537-5110. Dostupné z: doi:10.1016/j.biosystemseng.2020.10.014
- [46] GUPTA, Prabuddha L., Seung-Mok LEE a Hee-Jeong CHOI. A mini review: photobioreactors for large scale algal cultivation. *World Journal of Microbiology and Biotechnology* [online]. 2015, **31**(9), 1409–1417. ISSN 1573-0972. Dostupné z: doi:10.1007/s11274-015-1892-4
- [47] Bubble Column Array - PBR. *MicroBio Engineering* [online]. [vid. 2021-04-26]. Dostupné z: <https://microbioengineering.com/bubble-column-array-pbr>
- [48] *Airlift photobioreactor* [online]. [vid. 2021-04-27]. Dostupné z: <https://ars.els-cdn.com/content/image/3-s2.0-B0122274105000673-gr5.gif>
- [49] CHIU, Sheng-Yi, Ming-Ta TSAI, Chien-Ya KAO, Seow-Chin ONG a Chih-Sheng LIN. The air-lift photobioreactors with flow patterning for high-density cultures of microalgae and carbon dioxide removal. *Engineering in Life Sciences* [online]. 2009, **9**(3), 254–260. ISSN 1618-2863. Dostupné z: doi:<https://doi.org/10.1002/elsc.200800113>

- [50] *Název: Façade integrated photobioreactors for building energy efficiency - ScienceDirect* [online]. [vid. 2021-04-13]. Dostupné z: <https://www.google.com/imgres>
- [51] *GICON® Photobioreactor: GICON Advanced Environmental Technologies GmbH* [online]. [vid. 2021-04-13]. Dostupné z: <http://www.gaet.gicon.com/en/products-services/microalgae-cultivation/giconr-photobioreactor.html>
- [52] *FLUENT-prednaska-3-Zacha-LS-2014.pdf* [online]. [vid. 2021-04-29]. Dostupné z: <http://energetika.cvut.cz/wp-content/uploads/2018/06/FLUENT-prednaska-3-Zacha-LS-2014.pdf>
- [53] *Adhezni síla – Aldebaran Glossary* [online]. [vid. 2021-04-30]. Dostupné z: <https://www.aldebaran.cz/glossary/print.php?id=1895>
- [54] NAWAR, Azra, Asif Hussain KHOJA, Naveed AKBAR, Abeera Ayaz ANSARI, Muneeb QAYYUM a Ehsan ALI. Physical abrasion method using submerged spike balls to remove algal biofilm from photobioreactors. *BMC Research Notes* [online]. 2017, **10**(1), 666. ISSN 1756-0500. Dostupné z: doi:10.1186/s13104-017-2995-9
- [55] *Inkrustace potrubí z polyetyleny nehrozi | Wavin Academy* [online]. [vid. 2021-04-30]. Dostupné z: <https://www.wavinacademy.cz/blog/inkrustace-potrubí-z-polyetyleny-nehrozi/>
- [56] VELLAISAMY, Balasubramanian, Seeni PALANICHAMY a R. RAJARAM. Effects of certain seaweed extracts on the primary bio-film forming bacteria. *Journal of the Marine Biological Association of India*. 2011, **53**, 104–110.
- [57] ROUTLEDGE, Sarah J. Beyond de-foaming: the effects of antifoams on bioprocess productivity. *Computational and Structural Biotechnology Journal* [online]. 2012, **3** [vid. 2021-05-01]. ISSN 2001-0370. Dostupné z: doi:10.5936/csbj.201210014
- [58] *Biocidní přípravky, SZÚ* [online]. [vid. 2021-05-01]. Dostupné z: <http://www.szu.cz/tema/biocidni-pripravky>
- [59] *Kalnost* [online]. 2019 [vid. 2021-05-16]. Dostupné z: <https://cs.wikipedia.org/w/index.php?title=Kalnost&oldid=16903168>

Seznam použitých symbolů a zkratek

Symboly

E	[lx]	Intenzita osvětlení
p	[$mbar$]	Tlak
pH	[—]	pH
\dot{Q}	[l/min]	Průtok
t	[$^{\circ}C$]	Teplota
Tu	[NTU]	Turbidita/kalnost vody

Zkratky

ATP	Adenosin trifosfát
EPL	Extracelulární polymerní látky
H_3BO_3	Kyselina boritá
H_2O	Molekula vody
$CaCl_2 \cdot 2H_2O$	Chlorid vápenatý dihydrát
$C_6H_{12}O_6$	Glukóza
CO	Oxid uhelnatý
CO_2	Oxid uhličitý
$Co(NO_3)_2 \cdot 6H_2O$	Dusičnan kobaltnatý hexahydrát
$CuSO_4 \cdot 5H_2O$	Síran měďnatý pentahydrát (modrá skalice)
K_2HPO_4	Hydrogenfosforečnan draselný
LED	Elektroluminiscenční dioda
$MgSO_4 \cdot 7H_2O$	Síran hořečnatý heptahydrát (hořká sůl)
$MnCl_2 \cdot 4H_2O$	Chlorid manganatý tetrahydrát
N	Dusík
Na_2CO_3	Uhličitan sodný
$Na_2-EDTA \cdot 2H_2O$	Kyselina ethylendiamintetraoctová-dihydrát disodný
$NADPH_2$	Nikotinamid adenin dinukleotid fosfát
$NaNO_3$	Dusičnan sodný
$Na_2MoO_4 \cdot 2H_2O$	Molybdenan sodný dihydrát
NO	Oxid dusnatý
NO_2	Oxid dusičitý
O_2	Molekula kyslíku
RAS	Ruská Akademie věd
SO_2	Oxid siřičitý
T1	První trubice

T2

T3

$\text{ZnSO}_4 \cdot 7\text{H}_2\text{O}$

Druhá trubice

Třetí trubice

Síran zinečnatý heptahydrát

Seznam obrázků

Obr. 1.1 Průběh zjednodušené obecné reakce oxygenní fotosyntézy [4], upraveno.....	17
Obr. 1.2 Chlorella pyrenoidos Chick (IPPAS C2) [19], upraveno.....	18
Obr. 3.1 a) Oběžný náhon [33]; b) Schématický nákres oběžného náhonu [34], upraveno.....	23
Obr. 3.2 Panel plochého deskového fotobioreaktoru; médium mícháno plynem [21], upraveno	26
Obr. 3.3 Vnitřně osvětlený fotobioreaktor s míchanou nádrží [37], upraveno	26
Obr. 4.1 Rozdělení trubicových fotobioreaktorů [38], upraveno	28
Obr. 4.2 a) Horizontální trubicový fotobioreaktor ve výzkumném zařízení v Nizozemí [40]; b) Schéma horizontálního trubicového kultivačního systému [41], upraveno.....	30
Obr. 4.3 a) Vertikální trubicový fotobioreaktor [42]; b) Vertikální trubicový fotobioreaktor v AlgaeParc ve Wageningen, Netherlands [43]	31
Obr. 4.4 a) Schéma bubble-column fotobioreaktoru [46], upraveno; b) Bubble-column fotobioreaktory [47]	32
Obr. 4.5 a) Schéma airlift fotobioreaktoru – zleva: s vnitřní cirkulací, s vnitřní přepážkou a s vnější cirkulací [48], upraveno; b) Proudění částic v bubble-column fotobioreaktoru (vlevo) a v airlift fotobioreaktoru s vnitřní cirkulací (vpravo) [49], upraveno	33
Obr. 4.6 Schéma spirálovitého fotobioreaktoru v konstrukčním provedení a) válcovitým; b) kuželovitým [50], upraveno; a c) ve tvaru komolého kuželu [51]	34
Obr. 5.1 Schéma mechanismů destrukce bublin [57], upraveno.....	37
Obr. 6.1 a) Zkoumaný vertikální trubicový fotobioreaktor; b) Umístění osvětlení	40
Obr. 6.2 Inokulum smíchané s živným médiem BG11	41
Obr. 6.3 Usazeniny mikrořas.....	42
Obr. 6.4 Pohled na trubice s nebo bez jednotlivých opatření.....	42
Obr. 6.5 a) Luxmetr testo 540; b) Místa měření intenzity světla	43
Obr. 6.6 Hladiny suspenzí v jednotlivých trubicích.....	44
Obr. 6.7 Pěna v trubicích – den první	45
Obr. 6.8 Pěna v trubicích – den druhý.....	46
Obr. 6.9 Pohled na trubice po zvýšení dávky chemické prevence – den druhý	46

Obr. 6.10 Detail trubic v oblasti pod hladinou kapaliny – den druhý	47
Obr. 6.11 Pěna v trubicích – den třetí.....	48
Obr. 6.12 Pěna v trubicích – den čtvrtý.....	49
Obr. 6.13 Pohled na trubice fotobioreaktoru – den sedmý.....	50
Obr. 6.14 Pohled na trubice po jejich vypuštění	51
Obr. 6.15 Zařízení Vernier LabQuest Mini s příslušnými součástkami pro měření pH (vlevo) a měření turbidity (vpravo)	52
Obr. 6.16 Trubice během a po chemickém čištění	53
Obr. 6.17 Trubice během a po mechanickém čištění	53
Obr. 6.18 Pohled na T2 (vlevo), chemické čištění trubic Jarem (vpravo)	54
Obr. 6.19 Intenzita světla měřená v dolní oblasti kapaliny v průběhu experimentu.....	55
Obr. 6.20 Intenzita světla měřená uprostřed kapaliny v průběhu experimentu.....	55
Obr. 6.21 Intenzita světla měřená pod hladinou kapaliny v průběhu experimentu.....	56
Obr. 6.22 Intenzita světla měřená nad hladinou kapaliny v průběhu experimentu.....	56

Seznam tabulek

Tab. 3.1 Porovnání kultivačního systému otevřeného a uzavřeného [21, 31], upraveno.....	24
Tab. 6.1 Chemické složení spalin.....	40
Tab. 6.2 Chemické složení živného média BG11 [17].....	41
Tab. 6.3 Parametry systému naměřené první den experimentu	44
Tab. 6.4 Intenzity světla měřené v definovaných místech pro jednotlivé trubice – den první. 44	
Tab. 6.5 Parametry systému naměřené druhý den experimentu.....	45
Tab. 6.6 Intenzity světla měřené v definovaných místech pro jednotlivé trubice – den druhý 45	
Tab. 6.7 Parametry systému naměřené třetí den experimentu	47
Tab. 6.8 Intenzity světla měřené v definovaných místech pro jednotlivé trubice – den třetí... 47	
Tab. 6.9 Parametry systému čtvrtý den experimentu	48
Tab. 6.10 Intenzity světla měřené v definovaných místech pro jednotlivé trubice – den čtvrtý	48
Tab. 6.11 Parametry systému pátý den experimentu	49
Tab. 6.12 Parametry systému šestý den experimentu	49
Tab. 6.13 Parametry systému naměřené sedmý den experimentu	50
Tab. 6.14 Intenzity světla měřené v definovaných místech pro jednotlivé trubice – den sedmý	50
Tab. 6.15 Tabulka hodnot intenzit světla naměřených po vypuštění trubic v místě již dříve specifikovaném jako uprostřed.....	51
Tab. 6.16 Hodnoty pH a turbidity měřené na konci experimentu v jednotlivých trubicích.....	52